



# DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

„Saisonalität des Phytoplanktons im Unteren  
Heustadelwasser (Wien) im Zuge einer Sanierung  
durch einen vertikal durchströmten Bodenfilter“

Verfasserin

Karin Meisterl

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2011

Studienkennzahl lt. Studienblatt: A 444

Studienrichtung lt. Studienblatt: Diplomstudium Ökologie

Betreuerin / Betreuer: Univ.Prof. Dr. Martin Dokulil





## Danksagung

Zu allererst möchte ich mich bei meinem Diplomarbeitbetreuer Univ.-Prof. Dr. Martin Dokulil dafür bedanken, dass er mein Interesse für die angewandte Limnologie weckte und mir die Möglichkeit eines diesbezüglichen Diplomarbeitsthemas bei DWS Hydro-Ökologie GmbH bot.

In diesem Zusammenhang danke ich den drei Geschäftsführern der Firma für die Finanzierung der Arbeit, die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes sowie für all das, was ich im Laufe der Jahre in diesem Unternehmen gelernt habe. Besonderer Dank gilt hierbei meinem zweiten Diplomarbeitbetreuer Dr. Karl Donabaum für die Organisation des Projektes und die Zurverfügungstellung der Chemieanalyse- und Zählmethoden. Zudem bin ich beiden Betreuern für die anregenden Ideen und Diskussionen, welche für die Entstehung dieser Arbeit bedeutsam waren, sehr verbunden.

Ein großer Dank gilt zudem Mag. Romana Niedermayr, die mich in die phykologische Taxonomie sowie die Zählmethodik einschulte und stets ein offenes Ohr für meine Fragen hatte. Sie trug viel zum guten Arbeitsklima bei und ist mir auch sehr ans Herz gewachsen.

Ebenso allen anderen MikroskopiekollegInnen von DWS Hydro-Ökologie GmbH möchte ich an dieser Stelle für die warme und heitere Atmosphäre, welche mir die vielen Stunden am Mikroskop verschönert haben, danken.

Außerdem danke ich Ing. Silvia Hintermaier, Ing. Alexander Munteanu und Mag. Katharina Ruzicska von DWS Hydro-Ökologie GmbH für die Einschulung und Unterstützung bei den Laboranalysen sowie für das angenehme Klima, das die Arbeitsmotivation stets steigen ließ.

Mag. Dr. Christian Weismayer danke ich sehr für seine Beratung bei den statistischen Auswertungen und Andreas Kaineder für seinen persönlichen Beistand sowie seine Hilfestellung bei Softwareproblemen und Korrekturen.

Besonders herzlich möchte ich meinen Eltern für die Ermöglichung meines Studiums, ihre unermüdete Unterstützung auf all meinen Lebenswegen sowie ihr großes Interesse an meiner Arbeit danken.

Meinen übrigen Familienmitgliedern, FreundInnen und StudienkollegInnen verdanke ich letztendlich viele freudvolle Momente, welche mir in dieser Zeit die notwendige Zerstreuung boten und mich stets von neuem motivierten.

# Inhaltsverzeichnis

|       |  |    |
|-------|--|----|
| 1     | EINLEITUNG .....   | 1  |
| 1.1   | Auengewässer .....   | 1  |
| 1.2   | Trophie und Sukzession.....                                    | 2  |
| 1.3   | Bodenfilter.....   | 3  |
| 1.4   | Fragestellungen .....  | 5  |
| 2     | GEBIETSBESCHREIBUNG .....                                      | 6  |
| 2.1   | Unteres Heustadelwasser .....                                  | 6  |
| 2.1.1 | Entstehung .....   | 6  |
| 2.1.2 | Grundwasserbewirtschaftung.....                                | 7  |
| 2.1.3 | Wasserbilanz .....   | 8  |
| 2.1.4 | Morphometrie.....  | 9  |
| 2.1.5 | Vegetation .....   | 10 |
| 2.1.6 | Pedologie.....   | 10 |
| 2.1.7 | Charakter.....   | 11 |
| 2.2   | Bodenfilter.....   | 11 |
| 2.2.1 | Aufbau der Anlage.....   | 12 |
| 2.2.2 | Hydraulische Belastbarkeit.....                                | 13 |
| 3     | MATERIAL & METHODEN .....                                      | 15 |
| 3.1   | Probennahme und Ortsbefund .....                               | 15 |
| 3.2   | Abiotische Parameter.....                                      | 15 |
| 3.3   | Phytoplankton .....  | 17 |
| 3.3.1 | Qualitative Phytoplanktonanalyse .....                         | 17 |
| 3.3.2 | Glühpräparate zur Determination von Bacillariophyceen .....    | 17 |
| 3.3.3 | Quantitative Phytoplanktonanalyse.....                         | 17 |
| 3.4   | Pigment-Analysen.....  | 19 |
| 3.4.1 | Chlorophyll-a Analyse.....                                     | 19 |
| 3.4.2 | Hochdruckflüssigkeitschromatographie der Pigmente (HPLC) ..... | 19 |
| 3.5   | Statistische Auswertungen.....                                 | 20 |

|       |   |    |
|-------|---|----|
| 4     | ERGEBNISSE .....  | 22 |
| 4.1   | Physikalisch-chemische Parameter .....                                  | 22 |
| 4.2   | Phosphor .....  | 23 |
| 4.3   | Stickstoff .....  | 26 |
| 4.4   | Orthokieselsäure (SRSi) .....   | 29 |
| 4.5   | Schwebstoffe, Chlorophyll-a und Gesamtbiovolumina .....                 | 31 |
| 4.6   | Biovolumina und Gesamtbiovolumen-Anteile der Phytoplanktonklassen ..... | 34 |
| 4.7   | Quantitativ wichtigste Taxa .....                                       | 37 |
| 4.8   | Shannon-Wiener-Index und Evenness .....                                 | 39 |
| 4.9   | Vergleich der Phytoplanktonklassen-Anteile: HPLC versus Zählungen ..... | 41 |
| 4.10  | Qualitative Phytoplanktonanalysen .....                                 | 42 |
| 5     | DISKUSSION .....  | 45 |
| 5.1   | Statistische Analysen .....   | 45 |
| 5.1.1 | Indikatorartenanalyse .....   | 45 |
| 5.1.2 | Redundanzanalyse .....  | 48 |
| 5.1.3 | Diskriminanzanalyse .....   | 51 |
| 5.1.4 | Hauptkomponentenanalyse .....   | 53 |
| 5.2   | Allgemeine Charakterisierung des Unteren Heustadelwassers .....         | 60 |
| 5.3   | Phytoplankton Sukzession .....  | 61 |
| 5.4   | Vergleich der Phytoplanktonklassen-Anteile: HPLC versus Zählungen ..... | 67 |
| 5.5   | Gibt es erste Auswirkungen der Sanierung auf das Gewässer? .....        | 68 |
|       | Zusammenfassung .....   | 70 |
|       | Abstract .....  | 72 |
|       | Literaturverzeichnis .....  | 73 |
|       | Abkürzungsverzeichnis .....   | 84 |
|       | Abbildungsverzeichnis .....   | 85 |
|       | Tabellenverzeichnis .....   | 86 |
|       | Annex .....   | 87 |
|       | Lebenslauf .....  | 97 |

# 1 EINLEITUNG

Diese Arbeit beschreibt die Phytoplanktonsuccession und Abiotik des Auengewässers Unteres Heustadelwasser. Zudem wurde die Sanierung des Gewässers durch einen einstufigen, intermittierend beschickten, unbepflanzten Bodenfilter mit nachgeschalteter Phosphor-Adsorption im zweiten Jahr nach Inbetriebnahme untersucht.

## 1.1 Auengewässer

Der Begriff „Auen“ umfasst flussbegleitende Lebensräume, welche sich innerhalb des Einflussbereiches von Hochwasserereignissen befinden bzw. über das Grundwasser mit dem Hauptstrom in Verbindung stehen (JUNK et al. 1989). Der laterale Austausch mit den angrenzenden Flüssen („flood pulse concept“, JUNK et al. 1989) beeinflusst essenziell die Hydrochemie und Biozönosen der Auen. Als „Auengewässer“ werden die Stillgewässeranteile der Auen bezeichnet, welche auf natürliche Weise von Fließgewässern, Grundwassern und Auwäldern sowie damit im Zusammenhang stehend, von einer Dynamik von Überflutungen und Verlandungen geprägt werden (GEPP 1985). Die Mehrheit der heutigen Auengewässer wurde jedoch im Zuge von Regulierungen künstlich von den Fließgewässern abgetrennt (LAZOWSKI 1997), was zu Habitats- und Biodiversitätsverlusten führte (WARD & STANFORD 1995a).

Auengewässer sind zumeist flache Kleingewässer und weisen ähnliche Eigenschaften wie „Flachseen“ auf. Diese sind durch geringe mittlere Tiefen von max. 3 m (SCHEFFER 1998) bzw. 5 m (PADISÁK & REYNOLDS 2003) und das Fehlen einer konstanten vertikalen Temperaturschichtung in den Sommermonaten gekennzeichnet (PADISÁK & REYNOLDS 2003). Je nach Windexposition und -stärke werden die in Sedimentnähe angereicherten Nährstoffe sowie die Planktonbiozönose im Wasserkörper mehr oder weniger regelmäßig zirkuliert (SCHEFFER 1998). Durch die polymiktische Zirkulation können die, durch Remineralisierung des sedimentierten organischen Materials freigesetzten, Nährstoffe in Sedimentnähe das ganze Jahr über vom Phytoplankton inkorporiert werden. Dies führt meist zu einer erhöhten Produktivität von flachen ungeschichteten Gewässern verglichen mit geschichteten Seen (KLAPPER 1992, POTT & REMY 2000). Für Flachwasserseen wurde ein Konzept („alternative stable equilibria“) entwickelt, welches zwei mögliche Gewässerzustände beschreibt: abhängig vom Nährstoffgehalt ist ein Flachsee entweder klar und durch (submerse) Makrophyten oder trüb und durch hohe Phytoplanktonabundanzen charakterisiert (SCHEFFER et al. 1993). Jedoch können beide Varianten auch zeitlich und räumlich versetzt im gleichen Gewässer zum Tragen kommen. Bei einem Verhältnis von Gesamtphosphor zu Chlorophyll-a unter 3: 1, kann von einer Makrophyten-dominanz (oder einer hohen anorganischen Gewässertrübe), bei Werten zwischen 3: 1 und 1: 1 hingegen, von einem von Phytoplankton dominierten Gewässer ausgegangen werden (DOKULIL & TEUBNER 2003).

## 1.2 Trophie und Sukzession

Die Trophiestufe eines Gewässers wird durch die Intensität der photoautotrophen Primärproduktion definiert. Die aquatische Primärproduktionsrate ist vor allem von der Strahlung, der Wassertemperatur sowie der Verfügbarkeit der anorganischen Nährstoffe Phosphor und Stickstoff abhängig (u. a. REYNOLDS 1984a). Der Begriff „Eutrophierung“ bezeichnet eine Steigerung der Primärproduktion durch natürliche oder anthropogene (autochthone oder allochthone) Nährstoffzufuhr, während „Oligotrophierung“ den Umkehrmechanismus beschreibt (KLAPPER 1992). Da Phosphor im Allgemeinen der limitierende Faktor ist, führt eine Phosphorerhöhung zu einem „Bottom-up“-Effekt auf die Phytoplanktonabundanz (SCHINDLER 1977, MOSS et al. 1994) und somit zu einer Erhöhung der Trophie. Mit 1 g eingetragenen Phosphor können ca. 100 g Phytoplanktonbiomasse-Trockensubstanz gebildet werden (REINEKE & SCHLÖMANN 2007).

Natürliche Alterungsprozesse von Stillgewässern werden durch eine Sukzession von Oligo- zu Eutrophie aufgrund einer, im Lauf der Zeit mehr oder weniger rasch ablaufenden, Akkumulation von Nährstoffen gekennzeichnet. Vor allem bei flachen Kleingewässern verläuft dieser Prozess schneller und es kann durch eine zunehmende Ablagerung von Faulschlamm schließlich eine völlige Verlandung eintreten. Flussauen stellen demnach einen natürlichen Verbreitungsschwerpunkt eutropher, produktionsstarker Gewässer dar (POTT & REMY 2000). Eutrophierungen sind heutzutage allerdings meist auf anthropogen erhöhte Nährstoffkonzentrationen zurückzuführen (NÖGES et al. 2003), wodurch immer häufiger hypertrophe Zustände, welche eine Störung des biologischen Gleichgewichtes bedingen, erreicht werden (KLAPPER 1992).

Gewässer in temperierten Gebieten sind im Allgemeinen durch eine jährlich wiederkehrende Sukzession der Phytoplanktonbiozönose gekennzeichnet (SOMMER et al. 1986, SOMMER 1989). Sich saisonal verändernde physikalische Umweltbedingungen, Nährstoffverfügbarkeit sowie Biomasseverluste durch Fraßdruck und Absinken, führen zu einer Etablierung spezifisch daran angepasster Arten (REYNOLDS 1980). Besonders gut adaptierte Algenarten mit hohen Wachstumsraten und/oder geringen Mortalitätsverlusten können schließlich dominant werden (REYNOLDS 1986, REYNOLDS et al. 2000).

Für eutrophe Gewässer der gemäßigten Zone ist, verglichen mit oligotrophen Seen, eine höhere Anzahl an jährlichen Sukzessionsstadien zu erwarten, da diese eine größere Vielfalt an zeitlich versetzten ökologischen Nischen aufweisen. Als Selektionsfaktoren dienen vor allem plötzlich auftretende, starke Variationen an Nährstoff- und Lichtverfügbarkeit (SOMMER 1986). Bei Vorhandensein geeigneter physikalischer Bedingungen, fördert eine Eutrophierung meist Massenentwicklungen von Cyanoprokaryota (STEINBERG & HARTMANN 1988).

Hohe Phytoplanktonabundanzen, welche die durchschnittliche Biomasse deutlich übertreffen, werden allgemein als „Algenblüten“ bezeichnet und von mobilen (z. B. Euglenophyceen) oder an der Wasseroberfläche auftreibenden Arten gebildet (OLIVER & GANF 2000). Besonders häufig treten

Massenakkumulationen von Gasvakuolen einlagernden Cyanoprokaryota auf (GIBSON & SMITH 1982, REYNOLDS et al. 1987, PEARL 1988b).

### **1.3 Bodenfilter**

Im 19. Jahrhundert, als die Abwasserbehandlung an Bedeutung gewann, etablierten sich v. a. Rieselfelder, welche sich an natürlichen Selbstreinigungsprozessen von Gewässern orientierten. Die von den Rieselfeldern Mitte des 20. Jahrhunderts abgeleiteten bepflanzten Bodenfilter gewinnen gegenwärtig als biologische Abwasserreinigungsverfahren in dezentralen Gebieten zunehmend an Bedeutung (WISSING & HOFMANN 2002). Die heutzutage großtechnisch angewandten Tropfkörperreaktoren basieren ebenfalls auf dem Prinzip der Filtration durch einen bewachsenen Filterkörper (JANKE 2008).

Mittlerweile werden Bodenfilter, neben der Reinigung diverser Abwässer (LABER & HABERL 2000), auch zur Gewässersanierung eutropher Oberflächengewässer (PERFLER et al. 1999) verwendet. Da es bezüglich dieses Anwendungsbereiches nur wenige wissenschaftliche Arbeiten gibt, orientieren sich die Filterkonstruktionen insbesondere an den technischen Standards aus dem Bereich der Pflanzenkläranlagen (SCHOLZ et al. 2004), wobei es essenziell ist, die physikalischen, biologischen und chemischen Eigenschaften der Filtersysteme an ihre jeweiligen Einsatzgebiete anzupassen (EHLERS & BRUNS 2002).

Filtrationssysteme werden anhand wichtiger zusammenhängender Faktoren, wie Filterhöhe, Fließgeschwindigkeit und -richtung, Substratkörnung, Kornoberflächenstruktur, mineralisch-chemische Zusammensetzung, Durchfluss sowie Art und Frequenz ihrer Rohwasserbeschickung, unterschieden (SCHOLZ & FREHSE 2004, MEYER 2004). Für eine optimierte Reinigungsleistung werden zudem häufig mehrstufige Filteranlagen aus verschiedenen Bodenfiltertypen gebaut.

Die hydraulische Leistungsfähigkeit, Sauerstoffdurchlässigkeit und Filterstabilität ist vom hydraulisch wirksamen Porenvolumen und -durchmesser abhängig (STEVENSON 1997). Diese werden v. a. durch Korngrößenverteilung, Partikelform und -beschaffenheit, Porenzahl, Sättigungsgrad der Poren, Beschaffenheit des Zulaufwassers und Temperatur bestimmt (HEAD 1994). Für eine effektive Wasserreinigung müssen die Korndurchmesser sowohl eine möglichst hohe hydraulische Durchlässigkeit, als auch ausreichende Aufwuchsflächen für Mikroorganismen bieten. Feinkornanteile (Ton und Schluff) sollten gering gehalten werden, da diese die Größe der Porenräume stark reduzieren und somit das Kolmationsrisiko steigern (PLATZER 1998).

Die meisten sich im Einsatz befindenden Bodenfilter sind mit ausgewählten Helophyten besetzte Pflanzenkläranlagen (KLEE 1991). Pflanzen wurde in der Vergangenheit eine Schlüsselrolle im Reinigungsprozess von Bodenfiltern beigemessen. Als wichtigste Faktoren wurden v. a. ein Sauerstoffeintrag über das Aerenchym der Wurzeln, eine verbesserte Substratdurchlässigkeit und ein Biomasseeinbau von Nährstoffen angesehen (JANKE 2008). Aktuellere Studien gehen jedoch nur von einem geringen direkten Einfluss der Pflanzen auf die Sauerstoffversorgung der oberen Filterschicht sowie

auf die Nährstoffreduktion durch Biomasseeinbau aus (PLATZER 1998, MATTES 2002, WISSING & HOFMANN 2002).

Nunmehr wird dem, an den Kornoberflächen des Filtergranulats wachsenden, Biofilm die größte Bedeutung zugeschrieben. Dieser weist allgemein eine hohe Beständigkeit sowie eine große mechanische Stabilität und Widerstandsfähigkeit gegenüber Milieuänderungen auf. Zudem beinhaltet er auch Arten mit geringeren spezifischen Wachstumsraten wie chemolithotrophe Nitrifikanten (FUCHS & SCHLEGEL 2007). Der Zuwachs und Abbau des Biofilms reguliert sich im Normalfall selbst über Grazing durch Protozoen, Nematoden und Insektenlarven sowie ein Absterben tieferer Schichten bei Erreichen einer zu großen Tiefenausdehnung (JANKE 2008).

Bei der Filtration von Oberflächengewässern steht die Reduktion von partikulärer Biomasse (v. a. Phytoplankton), Nährstoffen (v. a. Phosphor) und Keimen im Vordergrund (EHLERS & BRUNS 2002).

Im Bodenfilter laufen verschiedenste geochemische und physikalisch-chemische Prozesse ab. Eine wichtige Rolle spielen Filter- und Siebwirkungen sowie Adsorptions- und Ionenaustausch-Prozesse. Durch den Biofilm wird das in den Filter gelangende organische Material zu einem Großteil von Mikroorganismen biofixiert und durch biochemische Prozesse zu anorganischen Endprodukten ( $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ) remineralisiert (JANKE 2008).

Die bedeutendsten Prozesse für Sauerstoffeinträge in Bodenfilter sind der Konvektions- und Diffusionstransport, welche über nicht wassergesättigte Bodenporen Sauerstoff aus der Luft in den Filter einbringen (PLATZER 1998). Das Zulaufwasser wird während der Versprenkelung zusätzlich etwas mit Sauerstoff angereichert. Diese Form des Sauerstoffeintrages ist je nach Beschickungsmaß unterschiedlich hoch. Insgesamt hat der Sauerstoffgehalt im Zulaufwasser im Vergleich zum Sauerstoff in den Filterporen (21 Vol-% bzw. ca.  $300 \text{ mg l}^{-1}$  Luft- $\text{O}_2$ ) jedoch nur einen vernachlässigbaren Einfluss auf die Sauerstoffversorgung des Filters (PLATZER 1998), da nur ein geringer Anteil an atmosphärischem Sauerstoff im Wasser gelöst werden kann (max.  $8,9 \text{ mg l}^{-1}$  bei  $20^\circ\text{C}$ , u.a. JANKE 2008).

Die Sauerstoffversorgung ist stark von der Beschickung des Filters abhängig, welche je nach Art (kontinuierlich oder intermittierend) und Dauer für aerobe oder anaerobe Bedingungen im Filter sorgt. Horizontal durchströmte Filter weisen meist eine kontinuierliche Beschickung und überwiegend anoxische Verhältnisse auf, während vertikal durchflossene Anlagen größtenteils intermittierend beschickt und besser mit Sauerstoff versorgt werden (LÜDERITZ & LANGHEINRICH). Bei intermittierender Beschickung sollte das zu filtrierende Wasser möglichst schnell (Beschickungszeiten  $<10 \text{ min}$ ) und gleichmäßig auf der Substratoberfläche verteilt werden und die Versickerungszeit eher kurz andauern (PLATZER 1998). Es ist essenziell, die Anzahl der Beschickungen pro Tag, die Länge der Beschickungspausen sowie den Umfang einer einzelnen Belastung an die Durchlässigkeit des Bodenmaterials im Filter anzupassen, um eine Überstauung zu verhindern (LANGERGRABER et al. 2003).

Allerdings verzeichnen vertikal im Vergleich zu horizontal durchströmten Anlagen regelmäßiger Betriebsprobleme (LÜDERITZ & LANGHEINRICH). Die häufigsten Ursachen eines hydraulischen Filterversagens bzw. einer verschlechterten Abflussqualität sind eine verminderte oder gänzlich gestoppte Durchlässigkeit des Filterbettes (Kolmation oder Zementierung) sowie eine erhöhte Durchlässigkeit aufgrund von entstandenen Makroporen und Kanälen, welche zu kurze Kontaktzeiten des Wassers mit dem Substrat bewirken (LANGERGRABER et al. 2003, MEYER 2004). Zudem sollten eine Erosion des Filtergranulats durch geeignete Substratwahl und eine Ablösung des Biofilms durch zu hohe Scherkräfte vermieden werden.

#### **1.4 Fragestellungen**

Der Schwerpunkt der Untersuchungen lag auf der Beantwortung folgender Fragestellungen:

- allgemeine Charakterisierung des Unteren Heustadelwassers anhand von abiotischen und biotischen Parametern
- saisonale qualitative und quantitative Entwicklung des Phytoplanktons im Unteren Heustadelwasser
- abiotische Faktoren, welche die Komposition der Phytoplanktonbiozönose bestimmen
- Unterschiede und Veränderungen der abiotischen Parameter nach einer Wasserpassage durch den Bodenfilter
- Einfluss des Bodenfilters auf die qualitative und quantitative Zusammensetzung der Phytoplanktonbiozönose

Daraus folgend:

- erste Auswirkungen der Sanierung auf das gesamte Untere Heustadelwasser

## 2 GEBIETSBESCHREIBUNG

### 2.1 Unteres Heustadelwasser

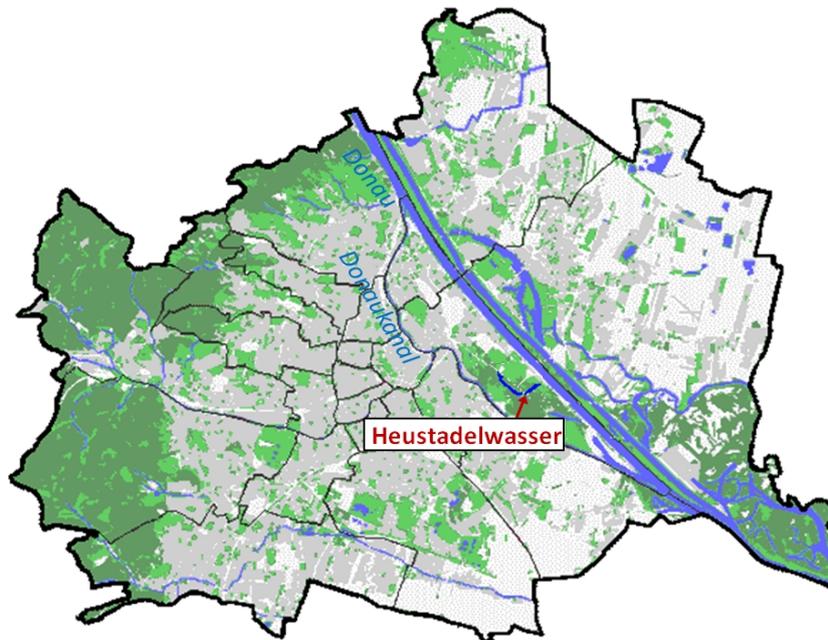


Abb. 1: Lageplan des Unteren Heustadelwassers in Wien/Österreich.

Das Untere Heustadelwasser befindet sich im 498 ha großen Landschaftsschutzgebiet „Prater“ im zweiten Wiener Gemeindebezirk (LAZOWSKI 1997), welches zwischen dem heutigen Donauverlauf und dem Donaukanal liegt. Die Praterauen werden nun als Parkwald genutzt und sind aufgrund des fehlenden Hochwassereinflusses nicht mehr als „echter Auwald“ zu bezeichnen (GEPP 1985). Die ehemals einer „Weichen Au“ zugeordnete Vegetation ging in eine „Harte Au“ über (LAZOWSKI 1997).

#### 2.1.1 Entstehung

Das Heustadelwasser war bis zum Zeitpunkt der ersten Donauregulierung (1870 bis 1875) ein Seitenarm der Donau. Die Donauregulierung, welche zum Zweck des Hochwasserschutzes sowie aus wirtschaftlichen Gründen durchgeführt wurde, bedingte eine 20 km lange Begradigung des Stromes, eine Abtrennung der Nebenarme und die Errichtung von Hochwasserschutzdämmen. Dies hatte zudem ein Absinken der Grundwasserspiegel in den Auwäldern zur Folge (LAZOWSKI 1997). Auch das Heustadelwasser wurde durch die Separation vom Hauptstrom sowie durch ausbleibende Überschwemmungen zu einem stagnierenden Altarm.

Im Zuge der geradlinigen Verlängerung der Prater Hauptallee 1867, wurde das Heustadelwasser unter ein Gewölbe geleitet. Seitdem dieses während des 2. Weltkrieges im Jahr 1942 zerstört wurde, ist das Gewässer in das wesentlich größere Obere und in das daran angrenzende kleinere Untere Heustadelwasser, welches näher an der Donau liegt, getrennt (WIMMER 2010).

Viele Altarme und Tümpel verlandeten durch die fehlende Wasserzufuhr sowie den ausbleibenden Feinsedimentabtransport durch Überschwemmungen (WARD & STANFORD 1995b). Das Untere Heustadelwasser blieb jedoch bis 1996 über das Grundwasser mit der Donau in Verbindung.

### **2.1.2 Grundwasserbewirtschaftung**

Der Bau des Kraftwerks Freudenau (1992 bis 1997) inkludierte eine Implementierung von 13 km langen, 12 bis 40 m tiefen Dichtwänden (Schmal- und Schlitzwänden) entlang des rechten Donauufers (DREHER & GUNATILAKA 2008). Dadurch wurden die nordöstlich von der Donau und südwestlich vom Donaukanal umschlossenen Wiener Gemeindebezirke (2. und 20.) sowie die darin befindliche Praterau von der Dynamik der Donau entkoppelt (SCHUSTER 2008). Um eine unerwünschte Veränderung der Grundwasserqualität und -quantität in dieser Region zu verhindern, plante die Firma Austrian Hydro Power AG ein vollautomatisches Grundwasserbewirtschaftungssystem für die beiden Bezirke, welches 1996 in Vollbetrieb genommen wurde (PICHER 2008). Dieses zählt seither, neben den Wasserspiegellagen des nicht abgedichteten Donaukanals, zu den wichtigsten Einflussfaktoren des Gebiets (SCHUSTER 2008, WIMMER 2010). Der Wasseraustausch zwischen Donau und Grundwasser findet nun über Brunnenpaare entlang des rechten Donauufers statt; donauseitig der Dichtwände wurden 25 Brunnenanlagen zur direkten Entnahme von Donauuferfiltrat errichtet, welche das Wasser in 21 Schluckbrunnen landseitig der Dichtwand versickern. Des Weiteren beinhaltet das System Steuerpegel (zwischen jeweils zwei Schluckbrunnen), 120 Grundwasser- sowie 37 Hinterlandpegel (DREHER & GUNATILAKA 2008). Da die natürliche Grundwasserdynamik erhalten werden soll, orientieren sich die Entnahme- und die Rückpumpmengen am Abflussgeschehen der Donau (VOLLHOFER & SAMEK 2008).

Das Grundwassermodell berücksichtigt auch die Praterauen, die ohne einen Grundwassereintrag von der Donau gefährdet wären. Bereits die Errichtung des Kraftwerks Greifenstein nördlich von Wien (1981 bis 1985) führte zu einem sinkenden Grundwasserspiegel aufgrund der Sohleintiefung der Donau (LAZOWSKI 1997). Eine völlige Isolation von der Donau würde langfristig vermutlich zu einer Verlandung des Unteren Heustadelwassers führen. Zur Revitalisierung der Pratergewässer Unteres Heustadelwasser und Mauthnerwasser wurden je zwei Dotationsbrunnen im Herbst 1996 in Betrieb genommen, welche seither einen maßgeblichen Einfluss auf die Wasserstandsganglinie der Gewässer haben (WIMMER 2010).

Die saisonal variierenden Grenzwasserstände stellen einen Kompromiss aus Forderungen von VertreterInnen der Bereiche Ökologie, Fischerei, Forstwirtschaft, Schifffahrt sowie BewohnerInnen der Kleingartensiedlungen dar. Es wurden höhere Wasserstände während der Vegetationsperiode in den bewaldeten Gebieten und niedrigere im Winter zur Bodenbelüftung festgelegt sowie obere Grenzwaterstände für Grund- und Oberflächenwasser (155,3 m. ü. A.) definiert, um Kellervernässungen der vier, das Gewässer umgebenden, Kleingartensiedlungen zu vermeiden (PICHER 2008, VOLLHOFER & SAMEK 2008, DREHER & GUNATILAKA 2008). Der Dotationsbetrieb wird von Dezember bis Februar

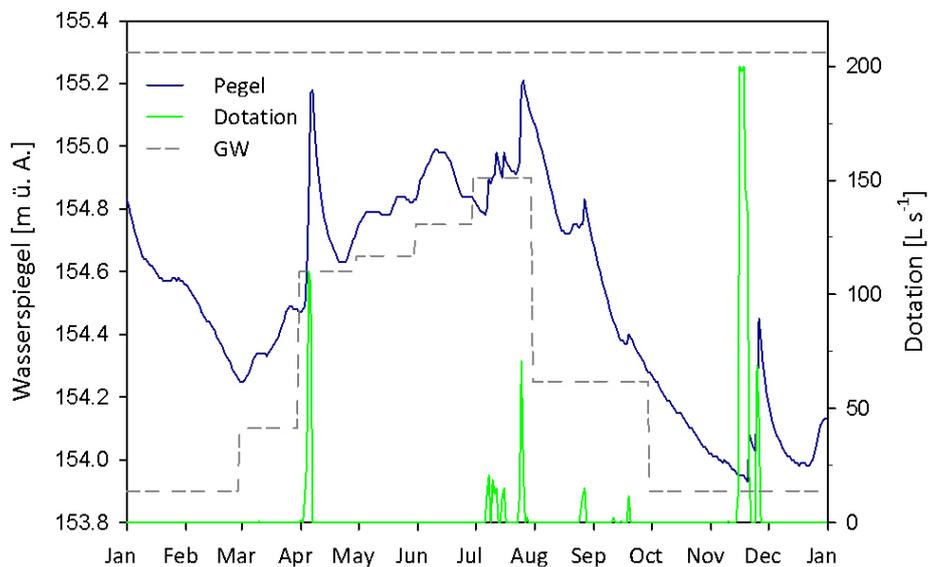
sowie in den übrigen Monaten beim Vorhandensein einer Eisbedeckung im Unteren Heustadelwasser eingestellt (WIMMER 2010).

### 2.1.3 Wasserbilanz

Der Wasserkörper des Unteren Heustadelwassers steht in ständiger Wechselwirkung mit dem Grundwasser. Die Quantität des Wasseraustausches ist abhängig von Wasserspiegeldifferenzen durch saisonale Grundwasserspiegelschwankungen und dem Verhältnis des Grundwassergefälles im Aquifer zum Wasserspiegel des Gewässers (WIMMER 2010).

Laut im Zeitraum von 2004 bis 2009 durchgeführten Studien (WIMMER 2010), wird Wasser hauptsächlich durch Dotationen im Rahmen der Grundwasserbewirtschaftung (durchschnittlich 174 000 m<sup>3</sup> pro Jahr) und nur zu einem geringen Anteil durch Grundwasser (durchschnittlich 16 000 m<sup>3</sup> pro Jahr) in das Untere Heustadelwasser eingebracht. Die Exfiltration von Oberflächenwasser ist während des Dotationsbetriebes am höchsten und übertrifft mit einem Jahresmittelwert von 189 000 m<sup>3</sup> deutlich die Infiltration. Das mittlere Gewässervolumen wird durch die Dotationen ca. 8-mal jährlich ein- und ausgetragen (WIMMER 2010).

Niederschlag und Verdunstung variieren saisonal und gleichen sich in ihren Jahresmittelwerten von 650 mm (11 100 m<sup>3</sup>) bzw. 625 mm (10 500 m<sup>3</sup>) in etwa aus. Diese beiden Faktoren nehmen verglichen mit der mittleren Jahresdotationsrate nur eine untergeordnete Rolle in der Wasserbilanz (8 bis 9 %) ein (WIMMER 2010).

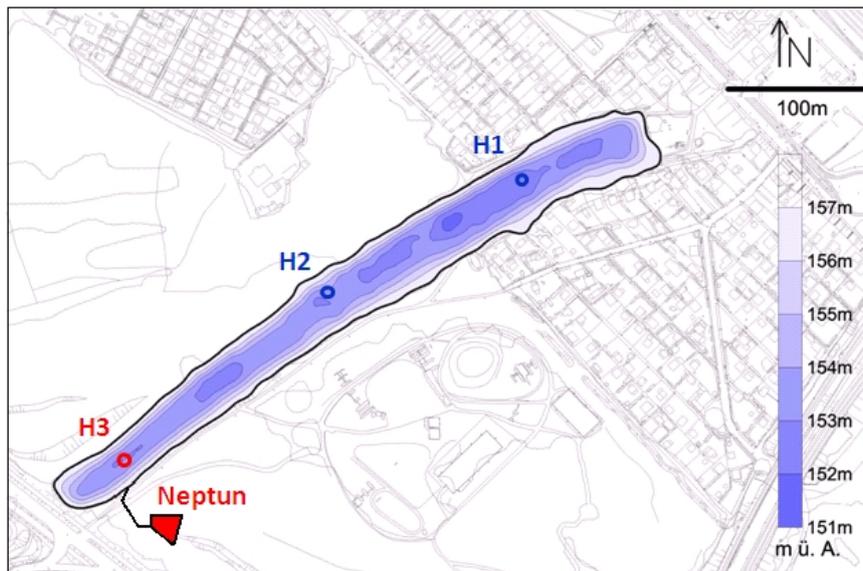


**Abb. 2: Pegelganglinie (Pegel 1925.056) und Dotationsverlauf 2008.**  
Abkürzungen: untere und obere Grenzwasserstände (GW).

2008 wurde das Untere Heustadelwassers lediglich mit ca. 134 000 m<sup>3</sup> Donauuferfiltrat dotiert (vgl. 2007: ca. 231 000 m<sup>3</sup> y<sup>-1</sup>; Mittel 2004-2009: ca. 174 000 m<sup>3</sup> y<sup>-1</sup>, WIMMER 2010). Grund für die niedrige Pumprate im Jahr 2008 waren Sonderbewirtschaftungsmaßnahmen im Zuge von Bauarbei-

ten im Pratergebiet (Verlängerung der U-Bahnlinie U2), welche u. a. eine Senkung der Wasserspiegellagen im Unteren Heustadelwasser bedingten (DREHER & GUNATILAKA 2008). Der Wasserspiegel lag daher den Großteil des Jahres nahe an den unteren Grenzwasserständen (Abb. 2). Infolge dessen war der mittlere (154,53 m. ü. A.) Wasserstand im Jahr 2008 der niedrigste seit 1997, als die mittleren Wasserstände des Gewässers im Zuge der Grundwasserbewirtschaftung um 0,54 m erhöht wurden (PICHER 2008).

#### 2.1.4 Morphometrie



**Abb. 3: Isobathenkarte mit Probenpunkten im Unteren Heustadelwasser (Quelle: DWS Hydro-Ökologie GmbH).**

Nicht in die Auswertungen dieser Arbeit mit einbezogen (blaue Kennzeichnung):

H1... Rückpumpstelle des durch die Neptunanlage filtrierten Wassers

H2... Probenpunkt zwischen Wasserentnahme und -einleitung durch die Neptunanlage

Hauptprobenstellen (rote Kennzeichnung; s. Abb. 5):

H3... nahe der Wasserentnahmestelle für die Neptunanlage; Hauptprobenpunkt im Gewässer

Neptun... Neptun-Bodenfilteranlage: beinhaltet die Probenstellen V, B, P und S (s. Abb. 4)

Das Untere Heustadelwasser weist eine, für Altarme charakteristische, lang gestreckte Beckenmorphologie mit einer geringen mittleren (1,3 m) und maximalen Tiefe (3,2 m) auf (Abb. 3, Tab. 1). Die Ufer sind trapezförmig, durchgehend steil und wenig strukturiert, ohne eine Zuordenbarkeit zu Prall- und Gleithängen. Die natürliche Morphologie wurde durch in den 1960er Jahren durchgeführte Baggerungen verändert (DONABAUM et al. 2006).

Tab. 1: Morphometrische Kennzahlen des Unteren Heustadelwassers (UH) bezogen auf den mittleren Wasserstand (154,7 m. ü. A.) (DONABAUM et al. 2006).

| Kenngröße    | Definition                       | Abkürzung  | Einheit        | UH (154,7 m. ü. A.) |
|--------------|----------------------------------|------------|----------------|---------------------|
| Max. Länge   | Max. effektive Windangriffslänge | $l_{\max}$ | m              | 583                 |
| Länge        | Länge der Gewässerlängsachse     | $l$        | m              | 591                 |
| Max. Breite  | Max. Breite (90° zur max. Länge) | $B$        | m              | 37                  |
| Oberfläche   | Fläche bei Z (Tiefe)=0           | $A_0$      | m <sup>2</sup> | 16 928              |
| Volumen      | aus Höhenmodell berechnet        | $V$        | m <sup>3</sup> | 22 071              |
| Max. Tiefe   |                                  | $Z_m$      | m              | 3,2                 |
| Mittl. Tiefe | Volumen/ Oberfläche              | $Z'$       | m              | 1,3                 |
| Uferlinie    | Länge der Wasseranschlagslinie   | $L$        | m              | 1 217               |

### 2.1.5 Vegetation

Die dichte terrestrische Ufervegetation des Unteren Heustadelwassers beherbergt noch Arten der Weichen Au wie Weiden (*Salix* sp.) und Pappeln (*Populus* sp.). Durch die Vegetation sind ein gewisser Windschutz und eine Beschattung des Wasserkörpers in Ufernähe gegeben. Im Frühjahr und Herbst kommt es jeweils zu einem allochthonen Eintrag von organischem Material durch Samen/Pollen bzw. Blätter.

Die geringe Wassertiefe des Unteren Heustadelwassers würde eine dichte und diverse Makrophytenbesiedelung ermöglichen. Jedoch wurden bei einer im Jahr 2005 durchgeführten Bestandsaufnahme (RIEDLER et al. 2006) im Freiwasser lediglich drei, über den Großteil des Gewässers spärlich verteilte, Arten aufgefunden (*Ceratophyllum demersum*, *Myriophyllum spicatum* und *Potamogeton pectinatus*), da die Gewässertrübung und somit auch das Lichtklima durch die hohen Algenbiovolumina im Gewässer stark negativ beeinträchtigt werden. Im Uferbereich traten drei submerse (*Ceratophyllum demersum*, *Myriophyllum spicatum*, *Utricularia vulgaris*) und fünf amphibische Arten (*Iris pseudacorus*, *Mentha aquatica*, *Phragmites australis*, *Schoenoplectus lacustris* und *Persicaria amphibia*) auf, deren Abundanzen aufgrund der steilen Böschung sowie der Beschattung durch die dichte terrestrische Ufervegetation sehr gering waren (RIEDLER et al. 2006).

### 2.1.6 Pedologie

Als isolierter Altarm mit fehlendem Feinsedimentabtransport durch Überschwemmungen verzeichnet das Untere Heustadelwasser an tieferen Gewässerstellen höhere Feinsedimentauflagen (max. 100 cm) als an flacheren in Ufernähe, wodurch eine deutliche Nivellierung des Geländereiefs stattfand. Die mittlere Sedimentmächtigkeit des Gewässergrundes ist mit einer Dicke von 16 cm als eher gering zu bezeichnen. Das Sediment setzt sich hauptsächlich aus Kalk (>30 % CaCO<sub>3</sub>), Silikat und verglühbaren Anteilen (v. a. organisches Material und Karbonate) zusammen. Aluminium, Eisen und Magnesium stellen ebenfalls wichtige Komponenten dar (RIEDLER et al. 2005).

## 2.1.7 Charakter

**Tab. 2: Ionenchemie des Unteren Heustadelwassers.**

Abkürzungen: Q (Quartile), Ca<sup>2+</sup> (Kalzium), Mg<sup>2+</sup> (Magnesium), Na<sup>+</sup> (Natrium), K<sup>+</sup> (Kalium), SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (Sulfat), Cl<sup>-</sup> (Chlorid), GH (Gesamthärte), KH (Karbonathärte), Alkal. (Alkalinität).

| Parameter                     | Einheit              | Min  | Q1   | Median | Q3   | Max  |
|-------------------------------|----------------------|------|------|--------|------|------|
| Ca <sup>2+</sup>              | mg l <sup>-1</sup>   | 37,3 | 45,6 | 60,4   | 65,0 | 73,6 |
| Mg <sup>2+</sup>              | mg l <sup>-1</sup>   | 13,2 | 13,6 | 14,8   | 15,3 | 18,7 |
| Na <sup>+</sup>               | mg l <sup>-1</sup>   | 11,4 | 11,6 | 12,5   | 13,5 | 14,2 |
| K <sup>+</sup>                | mg l <sup>-1</sup>   | 2,5  | 3,2  | 3,3    | 3,6  | 4,4  |
| SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> | mg l <sup>-1</sup>   | 7,6  | 8,0  | 9,1    | 10,0 | 14,8 |
| Cl <sup>-</sup>               | mg l <sup>-1</sup>   | 17,9 | 19,1 | 22,0   | 23,2 | 27,5 |
| GH                            | mmol l <sup>-1</sup> | 1,5  | 1,7  | 2,1    | 2,3  | 2,6  |
| KH                            | ° dH                 | 7,3  | 8,3  | 10,2   | 10,8 | 11,0 |
| Alkal.                        | mmol l <sup>-1</sup> | 2,6  | 3,0  | 3,6    | 3,9  | 3,9  |

Zwischen den drei Gewässerstellen (H1, H2, H3) sowie nach der Wasserpassage durch die Neptunanlage wiesen die Ionenkonzentrationen kaum signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ) auf, weshalb sie nicht für weitere statistische Analysen herangezogen wurden.

## 2.2 Bodenfilter

Die fortschreitende Eutrophierung des Unteren Heustadelwassers führte vor allem in den Sommermonaten zu einer starken Gewässertrübung und -färbung sowie zu potenziell gesundheitsgefährdenden Massenentwicklungen von Cyanoprokaryota an der Wasseroberfläche. Des Weiteren kam es aufgrund anoxischer Verhältnisse im Sediment regelmäßig zu Geruchsbelästigungen durch austretenden Schwefelwasserstoff (H<sub>2</sub>S) sowie im Winter bei Eisbedeckung und Niedrigwasserständen wiederholt zu Fischsterben. Da das Untere Heustadelwasser als Erholungsraum, zum Fischen und Baden genutzt wird und zudem vier Siedlungen daran angrenzen, gab es starke Einwände der Bevölkerung gegen diese Entwicklung. Im Jahr 2004 gab die Stadt Wien (MA 45 - Wasserbau) schließlich eine umfassende Sanierung des Gewässers in Auftrag (RIEDLER et al. 2005).

Für das Untere Heustadelwasser wurde nach einer Sanierungsvariante gesucht, welche nicht in das Grundwassermanagement eingreift und v. a. Phosphat im Gegensatz zu Phosphatfällungen oder Entschlammungen kontinuierlich und langfristig aus dem Gewässer entfernt. Die Wahl fiel schließlich auf einen einstufigen, unbepflanzten, intermittierend beschickten, vertikal durchströmten Bodenfilter der Marke „Neptun“ (Firma Polyplan GmbH) mit zusätzlich nachgeschalteter Phosphor-Entfernung. Die Hauptbauphase des Filters fand von September bis Oktober 2006 statt, die Inbetriebnahme erfolgte im April 2007.

Das Sanierungsmodell „Neptun“ wurde von der Firma Polyplan GmbH speziell für eine Anwendung in flachen, nicht stabil geschichteten Gewässern mit hohen Biomasse- und Nährstoffkonzentrationen

konzipiert (EHLERS & BRUNS 2002). Die in dieser Arbeit behandelte Anlage ist die erste dieser Art in Österreich, während in Deutschland seit 1995 bereits ca. 40 Neptunanlagen v. a. für den Einsatz in Naturfreibädern und Badeseen errichtet wurden (EHLERS & BRUNS 2002).

### **2.2.1 Aufbau der Anlage**

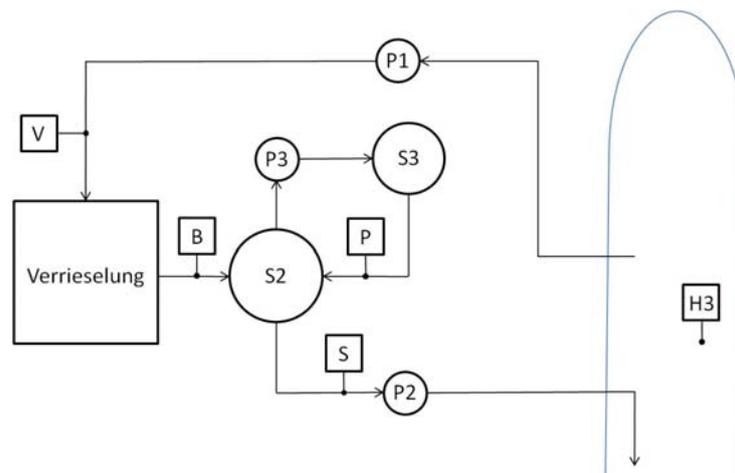
Die Wasserentnahme für die Neptunanlage erfolgt an der, am südwestlichen Ende des Unteren Heustadelwassers gelegenen, Stelle H3 (Abb. 4). Dort wurden auf einer Länge von 20 m vier perforierte PE-Ansaugleitungen angebracht und mit, als Grobfilter dienendem, Mittel- und Grobkies (16/32) bedeckt. Das von den Drainagerohren durch die Pumpe (P1) geförderte Wasser wird über ein zentrales Sammelrohr zum am Ufer gelegenen Schacht (S1) geleitet, wo es über eine Druckrohrleitung zum Bodenfilter gepumpt wird (DONABAUM et al. 2006).

Der Bodenfilter weist eine Höhe von 1,5 m und ein Volumen von 750 m<sup>3</sup> auf. Er setzt sich aus witterungsbeständigem Kalksplitt unterschiedlicher Körnung und ca. einer Tonne granuliertem Eisenhydroxid (Ferrosorb) zusammen. Für die ca. 30 cm dicke Deckschicht wurde zur Vermeidung einer äußeren Kolmation durch Algen eine gröbere Körnung (8/11) als für die Hauptschicht (2/5) gewählt (DONABAUM et al. 2006).

An der obersten Schicht des Bodenfilters (158,7 m. ü. A.) wird das Wasser über ein Rohrleitungsnetz verteilt und über etwa 100 Sprühdüsen gesprenkelt, welche zur Minimierung von Sprühnebelverlusten nur 20 cm über der Filteroberfläche angebracht wurden. Das Wasser passiert den Bodenfilter vertikal in einem Zeitraum von durchschnittlich 90 min (mündl. Mitteilung: Polyplan GmbH) und rinnt am, gegenüber dem Untergrund mit einer Kunststoffdichtungsbahn abgedichteten, Filterboden (157,2 m. ü. A.) in Drainageleitungen ab. Von dort wird es im freien Gefälle (1,5 %) zuerst zur Hauptsammelleitung und schließlich in den Schacht (S2) geleitet. Von S2 wird ein Teilstrom (10-50 % der Gesamtablaufmenge) über einen Bypass in den Phosphor-Adsorber (S3) gepumpt (Pumpe P3), um eine zusätzliche Phosphor-Entfernung des bereits filtrierten Wassers zu gewährleisten. Nach einer Passage durch den, mit ca. drei Tonnen granuliertem Eisenhydroxid (Ferrosorb) gefüllten, P-Adsorber (Ø 2,5 m), wird das Wasser wieder zurück in den Schacht (S2) gepumpt, wo es mit dem Ablauf des Bodenfilters vermischt wird. Schließlich wird das gereinigte Wasser von S2 durch ein Rohr ans nordöstlich gelegene Gewässerende (H1) gepumpt (Pumpe P2), um einen größeren Wasserkreislauf sicherzustellen. Außerdem führt die Einleitung des Wassers bei H1 auch zu einer leichten nach H3 gerichteten Rückströmung, welche die Sauerstoffversorgung des Sediments fördern soll (DONABAUM et al. 2006).

Die intermittierende Beschickung des Substratkörpers wird durch eine speicherprogrammierbare Steuerung automatisch über die Wassertemperatur geregelt. Eine Anpassung an die Wassertemperatur ist essentiell für eine Erhaltung der hydraulischen Durchlässigkeit, da mikrobielle Stoffwechselaktivitäten und Wachstumsraten sowie die Viskosität des Wassers temperaturabhängig sind (HEAD 1994, FUCHS & SCHLEGEL 2007). Im Zeitraum von April 2007 (Inbetriebnahme der Anlage) bis Jänner

2009 wiesen die Anlagenleistung und die Wassertemperatur einen hoch signifikanten Zusammenhang auf (Spearman Rang-Korrelation:  $r_s=0,89$ ,  $p<0,001$ ). Bei einer Wassertemperatur von  $4^\circ\text{C}$  schaltet die Anlage automatisch auf einen „Winterbetriebs-Modus“ (Frostschutzprogramm). Dieser bewirkt ein nicht gänzlich Abschalten der Anlage und somit der Anlagenleistung, sondern eine geringe tägliche Pumprate zur Instandhaltung der Pumpen (Schutz vor Gleitringkorrosion und Vereisung). Die Aussetzung des Anlagenbetriebes ist zudem mit der, von der Austrian Hydro Power AG definierten, Dotationspause abgestimmt (DONABAUM et al. 2006).



**Abb. 4: Schematische Darstellung der Neptunanlage.**

Abkürzungen:

P(1,2,3)... Pumpe (1,2,3)

S(2,3)... Schacht (2,3)

Probenpunkte:

V... Verrieselung

B... Bodenfilter-Ablauf (1. Reinigungsstufe)

P... P-Adsorber-Rücklauf (2. Reinigungsstufe)

S... Schacht: Mischwasser aus B und P

H3... nahe der Ansaugstelle im Unteren Heustadelwasser

## 2.2.2 Hydraulische Belastbarkeit

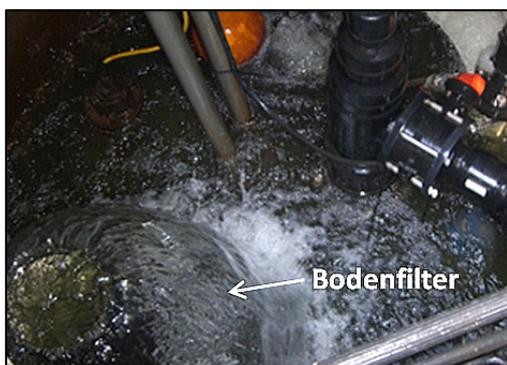
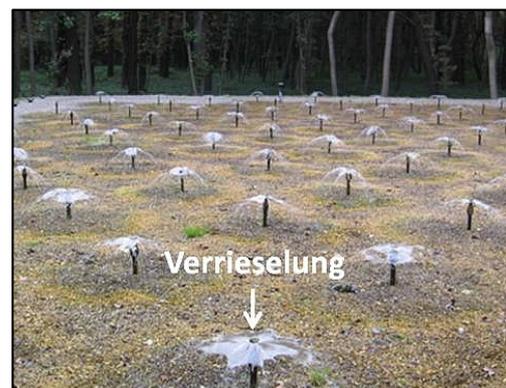
Eine möglichst hohe Wasserumwälzrate ist bedeutend für den Sanierungserfolg eines Gewässers. Um diese bei geringerer Filtergröße zu realisieren, ist eine hohe hydraulische Belastbarkeit der Filteranlage erforderlich. Der kritische Durchschlagspunkt, an dem Biofilmablösungen und Erosionserscheinungen des Filtergranulats zutage treten, sollte allerdings nicht erreicht werden (SCHOLZ et al. 2004). Bodenfilteranlagen des Typs „Neptun“ können hohen hydraulischen Belastungen ausgesetzt werden: die maximale hydraulische Pumpleistung der untersuchten Anlage liegt bei  $39\text{ l s}^{-1}$  bzw.  $140\text{ m}^3\text{ h}^{-1}$ . Beträgt die Anlagenleistung 100 %, so liegen die maximalen Wasserentnahme- und Rücklaufmengen bei  $2688\text{ m}^3\text{ d}^{-1}$  (DONABAUM et al. 2006). Seit der Inbetriebnahme 2007 gab es 116 Vollbetriebstage, davon 56 im Jahr 2008. Da eine Phosphor-Elimination im Vergleich zum Biomasseabbau und zur Nitrifikation längere Kontaktzeiten mit dem Filtermaterial benötigt (SCHOLZ & FREHSE 2004, MEYER 2004), wird der nachgeschaltete Phosphor-Adsorber langsamer als der Hauptfilter durchströmt.

In Tab. 3 werden das kumulative Pumpvolumen der Ansaugpumpe (P1) im Vergleich zum mittleren Volumen des Unteren Heustadelwassers dargestellt. Im Zeitraum von der Inbetriebnahme der Anlage im April 2007 bis Ende 2008 wurde das 17,3-fache Volumen des Gewässers in die Neptunanlage gepumpt und filtriert.

**Tab. 3: Theoretische Wassereumwälzraten der Jahre 2007 und 2008.**  
Abkürzungen: UH (Unteres Heustadelwasser), P1 (Ansaugpumpe).

| Jahr | Kumulatives Volumen P1 [m <sup>3</sup> ] | mittleres Volumen UH [m <sup>3</sup> ] | theoretische Wassereerneuerung |
|------|--|--|--------------------------------|
| 2007 | 159 101                                  | 25 850                                 | 6,2                            |
| 2008 | 216 208                                  | 19 538                                 | 11,1                           |

Die Ansaug- (P1) und Rücklaufpumpe (P2) sind zeitgleich geschaltet und fördern jeweils eine ungefähr gleich große Wassermenge, sodass die Wasserentnahmemengen der Anlage keinen Einfluss auf den Wasserspiegel des Gewässers ausüben. Die durchschnittliche Differenz des Wasservolumens zwischen P1 und P2 liegt bei 4,2 % (3,9-4,5 %), da es v. a. in den Sommermonaten und bei starkem Wind zu geringen Verdunstungsverlusten beim Versprühen des Wassers über dem Bodenfilter kommt. Regenfälle stellen hingegen einen zusätzlichen Wassereintrag dar.



**Abb. 5: Probenpunkte.**

H3 (Gewässerstandort; am rechten Ufer ist die Kiesschüttung über den Ansaugrohren erkennbar), V (Verrieselung am Bodenfilter: Wasserentnahme direkt von den Sprühdüsen), Stellen im Schacht S2: B (Bodenfilter: Wasserentnahme aus dem Bodenfilter-Ablaufrohr), P (P-Adsorber: Wasserentnahme aus dem P-Adsorber-Rücklaufrohr), S (Schacht: Wasserentnahme von einem, an das Ablaufrohr angeschlossenen, Wasserhahn während P2 in Betrieb ist).

### 3 MATERIAL & METHODEN

Die Beprobung des Gewässerstandortes H3 sowie der vier Neptunanlagenstellen (V, B, S und P) erfolgte an insgesamt 34 (bzw. 36 bei H3), die zwei weiterer Gewässerstandorte (H1 und H2) lediglich an 16 Terminen im Zeitraum vom 31. Jänner bis 2. Dezember 2008. Im Frühjahr und Sommer fanden die Probenahmen meist wöchentlich, im Herbst und Winter in 2- bis 3-wöchigen Abständen statt.

#### 3.1 Probennahme und Ortsbefund

Die Standorte H1, H2 und H3 wurden von einem Schlauchboot aus in der Mitte des Gewässers beprobt. Pro Stelle und Termin erfolgte die Entnahme von drei Litern Probenwasser sowie von qualitativen und quantitativen Phytoplanktonproben (bei H3, V und B) von der Wasseroberfläche (ca. 0,2 m Tiefe) bzw. von den verschiedenen Neptunanlagenteilen.

Chemisch-physikalische Parameter, wie elektrische Leitfähigkeit [ $\mu\text{S cm}^{-1}$ ], Wassertemperatur [ $^{\circ}\text{C}$ ], pH-Wert [ $-\log \text{H}^+$ ] und Sauerstoffgehalt [ $\text{mg l}^{-1}$  und %], wurden vor Ort mit Sonden (Hydrolog, Multi-messsonde 2100, Grabner Instruments) gemessen. An den Probenstellen H1, H2 und H3 fand eine Tiefenprofil-Messung in 0,5 m-Schritten sowie eine Sichttiefen-Ermittlung mit einer Secchi-Scheibe (Uwitec) statt.

Des Weiteren erfolgten Dokumentationen der Lufttemperatur, Lichtverhältnisse, Windstärke und -richtung, Gewässerfärbung, -geruch und -trübe. Die hydraulischen Daten der Neptunanlage sowie die Pegelstände wurden bei jeder Probennahme abgelesen. Zusätzlich stellten die Firmen Polyplan GmbH und Austrian Hydro Power AG tägliche Messdaten bereit.

#### 3.2 Abiotische Parameter

Die Probenahmen, physikalisch-chemischen Messungen, Laboranalysen der chemischen Parameter sowie die Phytoplanktonzählungen wurden unter Verwendung firmeninterner Arbeitsvorschriften (SOPs) sowie aktueller Normen durchgeführt. Die in Tab. 4 dargestellten hydrochemischen Parameter wurden von der Firma DWS Hydro-Ökologie GmbH gemessen und für diese Arbeit zur Verfügung gestellt.

**Tab. 4: Gemessene physikalisch-chemische und hydrochemische Parameter.**

Abkürzungen: SOP- Nr. (Nummer der Standardvorgehensweise), MU (Messunsicherheit), mod. (modifiziert).

| Parameter   | Einheit              | SOP-Nr.   | MU [%] | Rahmennorm  |
|---|----------------------|-----------|--------|---|
| <b>Physikalisch-chemische Parameter</b>             |                      |           |        |   |
| Wassertemperatur                                    | °C                   | A.VIII.05 | 1,3    | ÖNORM M 6616 (1994; mod.)   |
| pH-Wert   | -log H <sup>+</sup>  | A.VIII.05 | 3,7    | ÖNORM M 6244 (2006; mod.)   |
| Sauerstoffkonzentration                             | mg l <sup>-1</sup>   | A.VIII.05 | 7,5    | ÖNORM EN 25814 (1993; mod.)   |
| Sauerstoffsättigung                                 | %                    | A.VIII.05 | 7,5    | ÖNORM EN 25814 (1993; mod.)   |
| Leitfähigkeit (25 °C)                               | µS cm <sup>-1</sup>  | A.VIII.05 | 1,9    | ÖNORM EN 27888 (1993; mod.)   |
| Sichttiefe  | m                    | A.VIII.03 | 0,1    | ÖNORM EN ISO 7027 (2000; mod.)  |
| <b>Hydrochemische Parameter</b>                     |                      |           |        |   |
| Calcium (Ca <sup>2+</sup> )                         | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.2     | 3,8    | ÖNORM EN ISO 14911 (1999; mod.)   |
| Magnesium (Mg <sup>2+</sup> )                       | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.2     | 3,1    | ÖNORM EN ISO 14911 (1999; mod.)   |
| Gesamthärte   | mmol l <sup>-1</sup> | A.V.3     | 4,9    | Berechnet: Ca <sup>2+</sup> + Mg <sup>2+</sup>  |
| Karbonathärte                                       | °dH                  | A.III.4   | 5,3    | Berechnet: Alkalinität x 2,8  |
| Natrium (Na <sup>+</sup> )                          | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.2     | 3,1    | ÖNORM EN ISO 14911 (1999; mod.)   |
| Kalium (K <sup>+</sup> )                            | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.2     | 3,5    | ÖNORM EN ISO 14911 (1999; mod.)   |
| Alkalinität   | mmol l <sup>-1</sup> | A.III.4   | 5,3    | ÖNORM EN ISO 9963-1; -2 (1996/ 98)  |
| Sulfat (SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> -S)           | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.1     | 3,3    | ÖNORM EN ISO 10304-1 (2009; mod.)   |
| Chlorid (Cl <sup>-</sup> )                          | mg l <sup>-1</sup>   | A.V.1     | 2,9    | ÖNORM EN ISO 10304-1 (2009; mod.)   |
| Gelöster reaktiver Phosphor (SRP-P)                 | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.5    | 8,9    | ÖNORM EN ISO 6878 (2004; mod.)  |
| Gelöster unreaktiver Phosphor (SUP-P)               | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.5    | 11,9   | Berechnet: TP - SRP   |
| Gesamter gelöster Phosphor (DP)                     | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.5    | 7,6    | ÖNORM EN ISO 6878 (2004; mod.)  |
| Partikulärer Phosphor (PP)                          | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.5    | 11,1   | Berechnet: TP - DP  |
| Gesamtposphor (TP)                                  | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.5    | 7,6    | ÖNORM EN ISO 6878 (2004; mod.)  |
| Gelöstes reaktives Silikat (SRSi-Si)                | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.6    | 6,3    | LEGLER (1988)   |
| Nitrit-N (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N)          | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.4    | 7,9    | ÖNORM EN 26777 (1993; mod.)   |
| Nitrat-N (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N)          | µg l <sup>-1</sup>   | A.V.1     | 6,9    | ÖNORM EN ISO 10304-1 (2009; mod.)   |
| Ammonium-N (NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N)        | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.1    | 9,5    | ÖNORM ISO 7150 -1 (1987; mod.)  |
| Organischer N inkl. NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.2    | 13,8   | ÖNORM ISO 7150 -1 (1987; mod.)  |
| Gelöster Stickstoff (DN)                            | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.2    | 10,8   | Berechnet: NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N + NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N + Org. N inkl. NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N (filtriert) |
| Partikulärer Stickstoff (PN)                        | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.2    | 17,1   | Berechnet: TN - DN  |
| Gesamtstickstoff (TN)                               | µg l <sup>-1</sup>   | A.II.2    | 13,8   | Berechnet: NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N + NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N + Org. N inkl. NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N (roh)       |
| Gesamtschwebstoffe (PM)                             | mg l <sup>-1</sup>   | A.I.1     | 2,8    | ÖNORM EN 872 (2005; mod.)   |
| Organische Schwebstoffe (POM)                       | mg l <sup>-1</sup>   | A.I.1     | 3,0    | ÖNORM EN 872 (2005; mod.)   |
| Anorganische Schwebstoffe (PIM)                     | mg l <sup>-1</sup>   | A.I.1     | 2,8    | ÖNORM EN 872 (2005; mod.)   |

### **3.3 Phytoplankton**

#### **3.3.1 Qualitative Phytoplanktonanalyse**

Für die Stellen H3, V und B fand eine Analyse von insgesamt 102 qualitativen Phytoplanktonproben statt. Bei H3 wurde vom Ufer aus ein Phytoplanktonnetz (30 µm Maschenbreite, Uwitec) einmal durch die Wassersäule gezogen, bei den Neptunanlagenstellen V und B das Netz hingegen zwei bis drei Minuten lang unter den Wasserstrahl der Ablaufleitungen gehalten.

Die Analyse der taxonomischen Zusammensetzung der Frischproben erfolgte am gleichen Tag mit einem Lichtmikroskop (BX50, Olympus). Die einzelnen Taxa wurden, sofern möglich, unter Verwendung aktueller Bestimmungsliteratur auf Artniveau determiniert und ihre relative Häufigkeit auf einer Skala zwischen 1 (sehr selten) und 5 (sehr häufig bis massenhaft) geschätzt. Von jeder Frischprobe wurde zudem eine Rückstellprobe entnommen und diese mit Formaldehyd fixiert.

Verwendete Bestimmungsliteratur: Cyanoprokaryota: (GEITLER 1932, KOMAREK & ANAGNOSTIDIS 1989, 1999, 2005); Bacillariophyceae: (KRAMMER & LANGE-BERTALOT 1986, 1988, 1991a, 1991b); Chrysophyceae (STARMACH 1985); Chlorophyceae: (KOMAREK & FOTT 1983); Euglenophyceae (WOŁOWSKI & HINDÁK 2005, KUSEL-FETZMANN 2002, HUBER-PESTALOZZI 1955); Zygnematophyceae (LENZENWEGER 1996, 1997, 1999); Xanthophyceae: (ETTL 1978); Crypto- und Dinophyceae (HUBER-PESTALOZZI & FOTT 1968).

#### **3.3.2 Glühpräparate zur Determination von Bacillariophyceen**

Von jeder Phytoplanktonfrischprobe erfolgte eine Glühpräparatanfertigung im Labor zur Detailanalyse der Bacillariophyceen.

Jeweils etwas Bodensatz einer Frischprobe wurde auf ein Deckglas getropft und mit Leitungswasser verdünnt. Nachdem das Wasser auf den Deckgläsern verdunstet war, fand eine Erhitzung der Proben bei 500 °C im Muffelofen (Muffelofen L9/C6, Nabertherm) solange statt, bis die organischen Bestandteile verglüht waren. Anschließend wurden die Deckgläser mit verdünnter Salzsäure (zur Entfernung etwaiger Kalkrückstände) und Deionat gespült, unter einem Abzug auf einer Heizplatte getrocknet, auf einen mit Naphrax betropften Objektträger positioniert und schließlich erneut erhitzt. Die getrockneten Präparate konnten darauffolgend für eine lichtmikroskopische Analyse (BX50, Olympus), unter Verwendung von Immersionsöl und Ölimmersionsobjektiven mit 40- und 100-facher Vergrößerung herangezogen werden.

#### **3.3.3 Quantitative Phytoplanktonanalyse**

Um die Phytoplanktonbiozönose quantitativ zu erfassen, fand eine Zählung von 75 konservierten Proben (je 25 pro Stelle H3, V und B) nach UTERMÖHL (1958) und ÖNORM EN 15204 (2006) statt.

Die quantitativen Phytoplanktonproben wurden an der Stelle H3 mit dem Schindler-Schöpfer von der Wasseroberfläche, bei V und B mit dem Messbecher von den Ablaufleitungen genommen, in lichtun-

durchlässige 100-ml-Braunglasflaschen gefüllt und mit saurer Lösung nach Lugol (UTERMÖHL 1958) fixiert. Zum Zweck einer langfristigeren Konservierung der Proben erfolgte zusätzlich die Zugabe weniger Tropfen neutralisierter Formaldehyd-Lösung (Endkonzentration 4 %), um die ca. einjährige Haltbarkeitsdauer kühl und trocken gelagerter Lugol fixierter Proben zu verlängern.

Die Homogenisierung des Phytoplanktons in den Proben erfolgte jeweils durch sanftes 5-minütiges Schütteln. Anschließend wurde ein definiertes Probenvolumen von 0,5-4 ml (abhängig von der gemessenen Chlorophyll-a-Konzentration) langsam und gleichmäßig in eine temperierte Edelstahlzählkammer (Uwitec, 5 ml) pipettiert und mit einer adäquaten Menge (1-4,5 ml) an ebenfalls temperiertem, mit Lugol versetztem Deionat verdünnt. Die Kammer wurde nach 20-minütiger Voredimentationszeit mit einem Deckglas unter Vermeidung von Luftblaseneinschluss bedeckt. Die Sedimentation der Phytoplanktonorganismen auf den Boden der Zählkammer erfolgte über Nacht, um eine ausreichende Absetzzeit sicherzustellen. Pro Probe wurden zwei Zählkammern mit einem Umkehrmikroskop (Labovert, Leitz) und kalibriertem Okularraster analysiert. Die Zählung großer Formen und Kolonien fand bei 10-facher (ganze oder halbe Kammer), die mittlerer Größenklassen bei 20-facher (je 2 Diagonalen) und die kleineren Größenklassen bei 60-facher Vergrößerung (je 2 Diagonalen) statt. Um eine Quantifizierung der von Anfang Juni bis Ende Oktober in hohen Zellzahlen aufgetretenen, koloniebildenden und fädigen Cyanoprokaryota zu erleichtern, erfolgte in diesem Zeitraum deren Zählung bei 10-facher Vergrößerung durch 20 stochastisch gewählte Felder. Von Kolonien sowie filamentösen Algen mit deutlich erkennbaren Zellen (z. B. *Aulacoseira* sp. und *Anabaena* sp.) wurde jeweils die Anzahl der Einzelzellen ermittelt, von fädigen Cyanoprokaryota der Ordnung Oscillatoriales sowie der Gattung *Aphanizomenon* die Fadenlängen (in  $\mu\text{m}$ ) gemessen.

Die quantifizierten Algen wurden unter Verwendung der qualitativen Taxaliste möglichst auf Art- oder Gattungsniveau bestimmt und, unter Berücksichtigung der verschiedenen Größenklassen eines Taxons, operativen taxonomischen Einheiten (OTE) zugeordnet. Zur Berechnung der Phytoplanktonvolumina fand die Messung der einzelnen OTE mit einem Mikrometerokular statt. Von häufigeren Taxa wurden 20 bis 60 (von selteneren weniger) Individuen unterschiedlicher Probenentnahme bei 60-facher Vergrößerung vermessen und daraus der Median gebildet. Die Berechnung der Volumina erfolgte näherungsweise unter Anwendung einfacher geometrischer Formeln (nach HÖHN et al. 1998). Volumina von Taxa mit sehr komplexen Formen sowie die selteneren Arten wurden HÖHN et al. (1998) entnommen.

Die Abundanz (Zellzahl  $\text{l}^{-1}$ ) eines Taxons wird berechnet, indem die gezählten Zellen mit dem Vergrößerungsfaktor multipliziert und durch das verwendete Probenvolumen (in Liter umgerechnet) dividiert werden. Das artspezifische Biovolumen ( $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ) ergibt sich durch Multiplikation der Abundanz (Zellzahl  $\text{l}^{-1}$ ) mit dem Volumen eines Taxons ( $\text{mm}^3$ ). Die Summe aller artspezifischen Biovolumina einer Probe ergibt das Gesamtbiovolumen.

Eine Umrechnung der Biovolumina in Biomasse wurde nicht durchgeführt, da für einige abundante Taxa nicht die spezifische Dichte von Wasser angenommen werden konnte. Beispielsweise weisen Bacillariophyceen und diverse Chlorophyceen (wie z. B. *Dictyosphaerium pulchellum*) höhere Zelldichten ( $>1,0 \text{ g cm}^{-3}$ ), Gasvesikel einlagernde Cyanoprokaryota (wie z. B. *Microcystis* sp, *Anabaena* sp. etc.) sowie die öleinlagernde Chlorophycee *Botryococcus braunii* hingegen geringere Zelldichten ( $< 1,0 \text{ g cm}^{-3}$ ) als Wasser auf (OLIVER et al. 1981).

### **3.4 Pigment-Analysen**

#### **3.4.1 Chlorophyll-a Analyse**

Da alle Algenklassen sowie auch die Cyanoprokaryota das für die Photosynthese essenzielle Pigment Chlorophyll-a beinhalten, ist die Chlorophyll-a-Konzentration ein geeigneter Faktor, um das Algenbiovolumen zu schätzen (GREGOR & MARŠÁLEK 2004). Aufgrund starker art- und klassenspezifischer Unterschiede sowie physiologischer Schwankungen im Chl-a Gehalt, ist dieser jedoch nicht als Biovolumenäquivalent anzusehen (u. a. REYNOLDS 1984a, KOHL & NICKLISCH 1988, DONABAUM 1992).

Die Chlorophyll-a-Messung wurde unter Berücksichtigung der Phaeopigmente nach LORENZEN (1967), DIN 38412-16 (1985; modifiziert) in einem abgedunkelten Raum durchgeführt, um eine Beschleunigung des photochemischen Pigmentabbaus zu verhindern. Angepasst an die jeweils aktuelle Chlorophyll-a-Konzentration im Gewässer, erfolgte die Filtration (Wasserstrahlpumpe, Plastibrand) der erforderlichen Menge an Probenwasser über einen Glasfaserfilter (Whatman GF/C). Anschließend wurden die in Aluminiumfolie verpackten Filter für mindestens zwei Stunden tiefgefroren, bevor sie in einem Extraktionskolben unter Zugabe von 10 ml 90%igem Aceton mit einem Potter (RW 16 Basic, Janke und Kunkel GmbH, 800-1500 U/min) homogenisiert, in Zentrifugenröhrchen transferiert und diese mit Parafilm abgedichtet wurden. Die Chlorophyll-a-Extraktion ging schließlich in einem Zeitraum von ca. 12 Stunden im Dunkeln bei ca. 4 °C vonstatten. Danach wurden die Proben bei  $4500 \text{ U min}^{-1}$  (Zentrifuge Universal 30 F, Hettich) 15 min lang zentrifugiert und der Extrakt in Reagenzgläser dekantiert. Schließlich erfolgte die spektralphotometrische Messung (Hitachi U 2000) der Chl-a-Konzentration mit einer 5 cm Küvette bei 663 und 750 nm (Trübungskorrektur). Zuletzt wurden die Proben mit 100 µl 0,5M HCl (Salzsäure) versetzt, geschüttelt und erneut bei 663 und 750 nm im Photometer gemessen. Die Ansäuerung der Proben bezweckt eine Korrektur der Messungen nach den Phaeopigment-Gehalten (Phaeophytin und Phaeophorbide), welche die bedeutsamsten primären Chlorophyll-Abbauprodukte darstellen.

#### **3.4.2 Hochdruckflüssigkeitschromatographie der Pigmente (HPLC)**

Die HPLC (high performance liquid chromatography) ist ein flüssigchromatographisches Trennverfahren, welches in der Phykologie seit den 70er Jahren verwendet wird, um eine Identifikation verschiedener Klassen einer Phytoplanktonbiozönose durch Begleitpigmentanalysen zu ermöglichen.

Chlorophyll-a kommt in allen Algen sowie Cyanoprokaryota vor, jedoch synthetisieren verschiedene Phytoplanktonklassen ebenfalls für sie charakteristische Carotinoide bzw. Chlorophylle. Anhand von HPLC-Analysen nach WRIGHT et al. (1991) fanden fünf Auftrennungen statt; die Identifikation der Dinophyceae erfolgte durch Peridinin, die der Cryptophyceae durch Alloxanthin und die der Cyanoprokaryota durch Echinenon. Chlorophyta sowie Euglenophyceae wurden durch Chlorophyll-b charakterisiert, Bacillario-, Chryso- und Xanthophyceen durch Fucoxanthin, und jeweils zu einer Gruppe zusammengefasst.

Die HPLC-Messungen (HPLC Serie 1100, Hewlett Packard) der, mit je ca. 0,8 ml nicht angesäuertem Aceton-Chlorophyll-Extrakt gefüllten, Probenvials (1,5 ml Borosilikatglasfläschchen mit Silikon-PTFE-Septen) erfolgten zusammen mit einem Chlorophyll-Standard, welcher bei jedem Durchlauf als Referenz identifiziert und quantifiziert wurde.

Die HPLC beinhaltet eine C-18-Trennsäule (LiChroCART 250-4, Supersher 100 RP 18), welche eine unpolare stationäre Phase enthält. Durch diese wurden die Chlorophyll-Extrakte, zusammen mit einem Gradienten der polaren mobilen Phase, gepumpt. Insgesamt waren drei verschiedene Eluenten in Verwendung: Eluent A (Methanol und 0,5M Ammoniumacetatlösung (8:2)), Eluent B (Acetonitril und Deionat (9: 1)) und Eluent C (Ethylacetat).

Die einzelnen Pigmente wurden anhand ihrer unterschiedlichen Polarität aufgetrennt, am Ende der Trennsäule bei einer Wellenlänge von 440 nm quantifiziert und anhand ihrer Absorptionspektren identifiziert. Chlorophyllid-a hat die kürzeste Retentionszeit (ist am polarsten), gefolgt von Chlorophyll-c, Peridinin, Fucoxanthin, Alloxanthin, Chlorophyll-b, Chlorophyll-a und schließlich Echinenon.

Die prozentuellen Anteile der einzelnen Algenklassen am Gesamtchlorophyll-a einer Probe wurden nach SCHAGERL & DONABAUM (2003) und SCHAGERL et al. (2003) berechnet.

### **3.5 Statistische Auswertungen**

Alle Parameter wurden mit Kolmogorov-Smirnov-Tests auf Normalverteilung geprüft, nicht normalverteilte Parameter durch Transformationen ( $\ln$ ,  $1/x$ ,  $\sqrt$ ,  $\sqrt[3]{}$ ) an eine Normalverteilung angenähert und entsprechend mit Präfixen gekennzeichnet.

Um die einzelnen Parameter auf signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ) zwischen den Stellen zu prüfen, fand eine Anwendung nicht-parametrischer Wilcoxon- (2 Stichproben) und Friedman-Tests (>2 Stichproben) für abhängige Stichproben statt.

Zur Veranschaulichung allgemeiner Zusammenhänge zwischen verschiedenen Parametern wurden nicht parametrische Spearman-Rangkorrelationen und lineare Regressionsanalysen angewandt.

Eine Hauptkomponentenanalyse (PCA, Principal Component Analysis), ein indirektes lineares Verfahren, mit orthogonaler Varimax-Rotation wurde durchgeführt, um eine Verdichtung zusammenhängender Variablen auf möglichst wenige Faktoren zu erreichen. Im Vorfeld ist anhand des Bartlett-

Tests ( $p < 0,001$ ) und des Kaiser-Meyer-Olkin-Kriteriums ( $\geq 0,7$ ) bestätigt worden, dass die Variablen ausreichend miteinander korreliert sind, um eine PCA durchführen zu können (BACKHAUS et al. 2006). Insgesamt wurden 19 abiotische und biotische Parameter der Stellen H3, V und B in die Analyse miteinbezogen. Die Beschränkung der Anzahl der zu extrahierenden Faktoren auf vier, fand unter Anwendung des Kaiser-Kriteriums (Eigenwerte  $> 1$ ) und eines Scree-Plots (Knick) statt. Eine Schätzung der Faktorwerte für die Grafik-Koordinaten erfolgte durch multiple Regressionsrechnungen, um diese für graphische Darstellungen der drei Stellen zu verwenden.

Eine Diskriminanzanalyse (DA, Discriminant Analysis) wurde angewandt, um zu testen, wie gut sich die vier Stellen (H3, V, B und S) anhand von ausgewählten Umweltparametern auftrennen lassen. Im Vorfeld der DA fand eine Berechnung nicht parametrischer Spearman Rangkorrelationen und Gleichheitstests der Mittelwerte (Wilks' Lambda und ANOVA) für alle Umweltparameter statt, um hoch korrelierende ( $r > 0,5$ ,  $p < 0,001$ ) und/oder zur Gruppierung der Stellen nicht geeignete Parameter zu entfernen (BACKHAUS et al. 2006). Zwei von drei aus der Analyse resultierenden Diskriminanzfunktionen wurden für eine graphische Darstellung der vier Stellen herangezogen.

Mit den quantitativen Phytoplanktondaten erfolgte eine Indikatorartenanalyse (ISA, Indicator Species Analysis), um zu berechnen, ob es für die drei Stellen (H3, V, B) signifikante ( $p < 0,05$ ) indikative Arten gibt, welche jeweils hauptsächlich und an vielen Probenentnahmen an einer Stelle vorkommen (DUFRÊNE & LEGENDRE 1997). Ein Indikatorwert (IV) für eine Art wird berechnet, indem die höchste relative Abundanz einer Art („Specificity“) mit deren Frequenz an einem Standort („Fidelity“) multipliziert wird. Zur besseren Veranschaulichung wird er in Prozent wiedergegeben. Die Überprüfung der statistischen Signifikanzen der Indikatorwerte geschah per Zufallsauswahl nach Monte Carlo mit 1000 Permutationen.

Mit einer Redundanzanalyse (RDA, Redundancy Analysis) wurden Zusammenhänge zwischen den 30 durch ISA selektierten Indikatortaxa und vier durch schrittweise „Vorwärts-Selektion“ ermittelten signifikanten ( $p < 0,05$ ) abiotischen Parametern für drei Stellen (H3, V, B) berechnet. Die Wahl fiel auf das direkte lineare Ordinationsverfahren RDA, da die mit einer DCA (Detrended Correspondence Analysis) ermittelte Gradientenlänge der Taxa-Daten 1,6 SD Einheiten (SD, standard deviation) auf der ersten Achse ergab und somit lineare Beziehungen zwischen abhängigen Phytoplanktonabundanz und unabhängigen Umweltparametern angenommen werden konnten (DORMANN & KÜHN 2009). Durch Zufallsauswahl nach Monte Carlo mit 499 Permutationen erfolgte eine Signifikanzprüfung der ersten vier RDA-Achsen. Die Verteilungen der Taxa und Stellen entlang der Umweltgradienten wurden in zweidimensionalen Ordinationsdiagrammen dargestellt.

Die Berechnung der ISA fand mit dem Programm PC-ORD for Windows 4.0 (MCCUNE & MEFFORD 1999), die der RDA mit CANOCO for Windows 4.5 (TER BRAAK & SMILAUER 2002) und die aller weiteren Analysen mit SPSS 18.0 (SPSS Inc. 2009) statt.

Für eine Charakterisierung der taxonomischen Diversität der Phytoplanktonbiozönose wurden der Shannon-Wiener-Diversitätsindex  $H_s$  und die Evenness  $E_s$  berechnet. Der Shannon-Wiener-Index  $H_s$  ist ein Maß für die quantitative Taxazahl einer Stelle, berücksichtigt jedoch auch die relativen Abundanzen der einzelnen Taxa.  $H_s$  nimmt Werte zwischen 0 und dem maximalen Diversitätswert  $H_{\max}$  ( $\ln S$ ) ein, wobei  $H_{\max}$  mit zunehmender Taxazahl und Gleichverteilung der Individuen aller Arten steigt. Ein Diversitätsvergleich von verschiedenen Stellen mit unterschiedlicher Taxazahl wird durch die Berechnung der relativen Diversität  $E_s$  (Evenness) möglich. Die Evenness stellt die Homogenität der relativen Abundanzen der Taxa einer Biozönose dar, indem sie  $H_s$  in Relation zu  $H_{\max}$  setzt.  $E_s$  kann Werte zwischen 0 (absolute Dominanz einer Art) und 1 (gleiche Individuenverteilung aller Arten) annehmen (KÖHLER et al. 2007).

$$H_s = - \sum_{i=1}^S p_i \cdot \ln p_i \quad p_i = \frac{n_i}{N}$$

$$E_s = \frac{H'}{\ln S}$$

S... Gesamttaxazahl,  $\ln S$ ...  $H_{\max}$

$p_i$ ... relative Häufigkeit der Individuenzahl des Taxons i

$n_i$ ... Individuenzahl des Taxons i

N... Gesamtindividuenzahl

## 4 ERGEBNISSE

Das Untere Heustadelwasser wies im Jahr 2008 im Längsverlauf zwischen den Stellen H1, H2 und H3 nur minimale Unterschiede auf, da es durch seine geringe Tiefe und fehlende stabile thermische Stratifikation regelmäßig durchmischt wurde. Durchgeführte Friedman-Tests ergaben keine signifikanten Unterschiede ( $p > 0,05$ ) zwischen den drei Stellen anhand von chemisch-physikalischen (Temperatur, pH-Wert, Sauerstoff, Leitfähigkeit, Ionen) und biotischen Parametern (organische Schwebstoffe, Totalphosphor, Pigmente).

Für alle Auswertungen in dieser Arbeit wurde daher ausschließlich der Gewässerstandort H3 berücksichtigt, welcher als Wasserentnahmepunkt für die Neptunanlage eine wichtige Referenz für die in der Anlage befindlichen Probestellen (V, B, S und P) darstellt. Zudem erfolgte die Beprobung von H1 und H2 nur an 16, die von H3 hingegen an insgesamt 36 Terminen im Jahr 2008.

### 4.1 Physikalisch-chemische Parameter

Die Wassertemperatur wurde während der Wasserpassage durch die Neptunanlage kaum beeinflusst und betrug durchschnittlich 15 °C. Die Jahreshöchstwerte (je 24°C) wurden am 30. Juni und 7. Juli 2008 erreicht, der Tiefstwert (3°C) am 24. November 2008 (Abb. 6).

Die Sauerstoffkonzentration hatte die höchsten Jahresmittelwerte an der Gewässerstelle H3 (99 %) und im Schacht S (98 %), gefolgt von V (91 %) und schließlich B (87 %). Den größten Schwankungen unterlag sie bei H3 (52 bis 156 %) mit starken Anstiegen im Frühjahr und Sommer und niedrigen Konzentrationen im Herbst und Winter (Abb. 6). An der Stelle S wurden hingegen konstant relativ hohe Sauerstoffkonzentrationen zwischen 87 und 113 % verzeichnet.

Die Leitfähigkeitswerte der Standorte H3, V, B und S wichen im Jahresverlauf nur minimal voneinander ab und schwankten zwischen 352 und 542  $\mu\text{S cm}^{-1}$  (Abb. 6).

Der Standort H3 wies aufgrund der hohen Primärproduktion des Gewässers deutliche saisonale Schwankungen des pH-Wertes auf (Abb. 6). Diese waren auch an der Stelle V trotz durchschnittlich etwas geringeren Werten erkennbar (H3: 7,6-8,7; V: 7,6-8,3). Während der Passage durch den Bodenfilter nahm der pH-Wert zumeist deutlich ab. An den Stellen B und S wurden daher ganzjährig relativ konstante pH-Werte (B: 7,4-8,0; S: 7,6-8,0) gemessen.

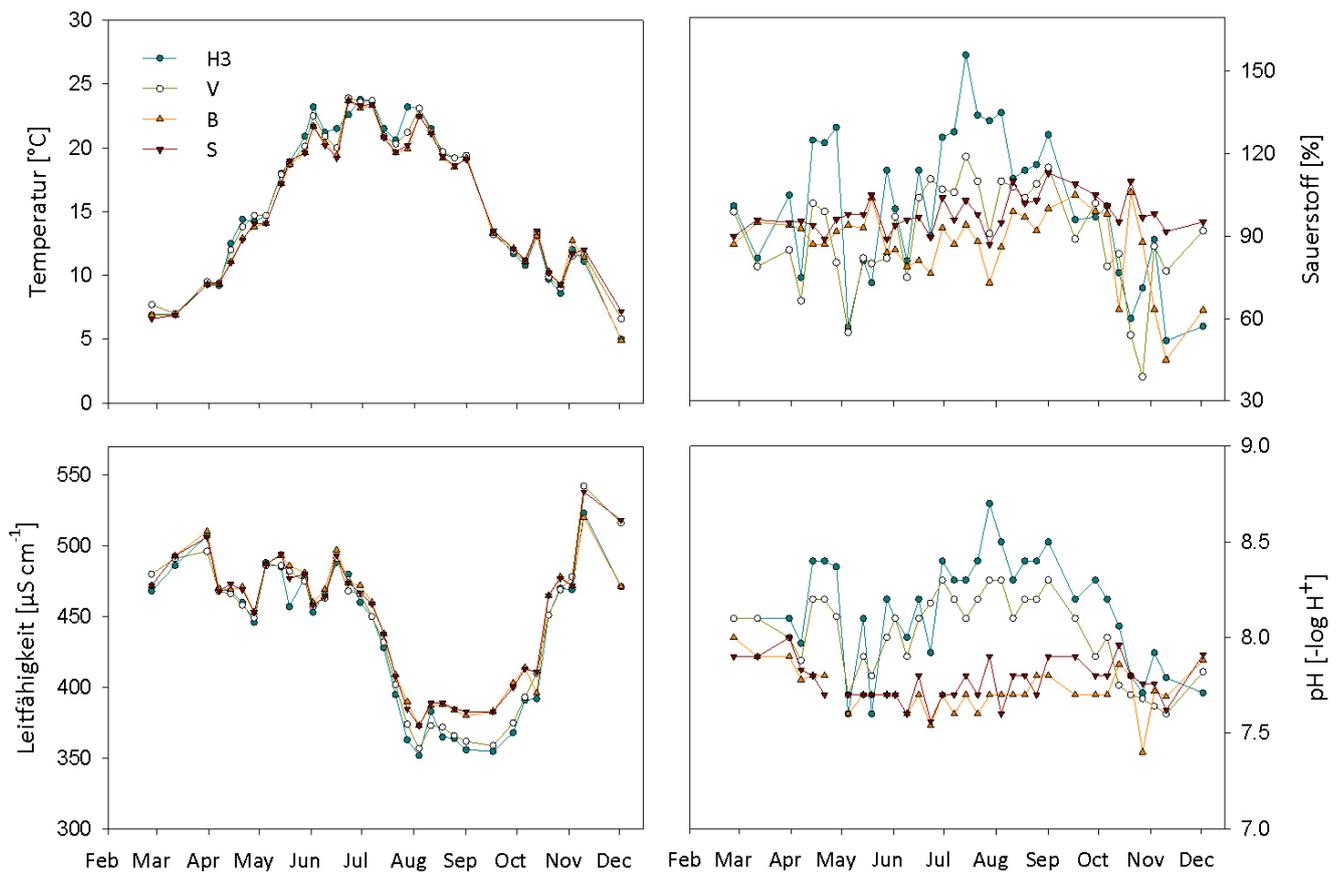


Abb. 6: Temperatur, Leitfähigkeit, Sauerstoffsättigung [%] und pH-Wert der Stellen H3, V, B und S.

## 4.2 Phosphor

In Abb. 7 sind die Jahresmittelwerte vom Gesamtphosphor (TP) und seinen Fraktionen an den fünf Stellen, in Abb. 8 die Jahresverläufe von TP, PP und SRP dargestellt. TP setzt sich auch aus partikulärem- (PP) und gelöstem Phosphor (DP) zusammen. DP besteht wiederum aus gelöstem reaktiven- (SRP) und gelöstem unreaktiven Phosphor (SUP).

An der Gewässerstelle H3 trat Phosphor, wie für flache produktive Gewässer mit fehlendem Hypolimnion charakteristisch, hauptsächlich in Form von PP und nur zu einem geringen Anteil als SRP und SUP auf. Die mittlere TP- Konzentration betrug 70  $\mu\text{g l}^{-1}$ , die mittleren PP- und DP-Anteile 59 bzw. 11  $\mu\text{g l}^{-1}$ . Die PP-Konzentrationen von H3 waren durch die starke Saisonalität der Primärproduktion

geprägt (Abb. 8) und schwankten im Jahresverlauf zwischen 23 (31. Jänner) und 98  $\mu\text{g l}^{-1}$  (25. August). Von Jänner bis Anfang Juni stiegen die PP-Werte auf 87  $\mu\text{g l}^{-1}$  an, sanken jedoch am 4. August auf 36  $\mu\text{g l}^{-1}$  ab. Vom 11. August bis 10. November wurde eine mittlere PP-Konzentration von 75  $\mu\text{g l}^{-1}$  erreicht. Am 2. Dezember erfolgte schließlich eine Abnahme auf 29  $\mu\text{g l}^{-1}$ . H3 hatte von allen Stellen die niedrigste mittlere SRP-Konzentration (1  $\mu\text{g l}^{-1}$ ). Die maximalen SRP-Werte wurden am 3. und 10. November (je 4  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) observiert. Die SUP-Werte (4-19  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) verzeichneten Anteile von 73 bis 99 % an den DP-Werten, welche im Jahresverlauf um 58 bis 92 % geringer als die PP-Konzentrationen waren.

Nach der Wasserentnahme durch den Grobfilter (V) nahmen die mittleren TP- und PP-Werte gegenüber H3 bereits leicht ab (TP: 68; PP: 55  $\mu\text{g l}^{-1}$ ), die mittlere DP-Konzentration (12  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) hingegen etwas zu. Bei V erfolgte gegenüber H3 sowohl eine leichte mittlere SUP- als auch SRP-Zunahme (um je 1  $\mu\text{g l}^{-1}$ ). Der maximale SRP-Gehalt (10  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) von V wurde am 28. April erzielt. Durch die PP-Reduktion im Bodenfilter (B) sanken die mittleren TP- und PP-Konzentrationen drastisch ab (TP: 52; PP: 34  $\mu\text{g l}^{-1}$ ), während die mittlere DP-Konzentration auf 18  $\mu\text{g l}^{-1}$  anstieg. Die SUP-Werte von B nahmen durchschnittlich um 3  $\mu\text{g l}^{-1}$  gegenüber V ab, die SRP-Werte hingegen um 9  $\mu\text{g l}^{-1}$  zu.

Von Ende Februar bis Ende Mai waren die PP-Werte der Stelle B verhältnismäßig niedrig, während die SRP-Konzentrationen auf durchschnittlich 18  $\mu\text{g l}^{-1}$  (7-32  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) anstiegen. Während der Hauptvegetationsperiode von 9. Juni bis 6. Oktober lag die mittlere SRP-Konzentration lediglich bei 2  $\mu\text{g l}^{-1}$ . In diesem Zeitraum fand eine Annäherung an die PP-Werte der Stelle V statt. Von Ende Oktober bis Anfang November nahmen die PP-Konzentrationen erneut ab und es wurden SRP-Werte von 21 bis 26  $\mu\text{g l}^{-1}$  erreicht. An einigen Frühjahrsterminen sowie im Herbst stellte SRP bei B die dominante Phosphorfraktion dar und wies um 25 bis 78 % (5-23  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) höhere Werte als PP auf.

Im Phosphor-Adsorber (P) wurden durchschnittlich 1  $\mu\text{g l}^{-1}$  des in B enthaltenen SUP und 6  $\mu\text{g l}^{-1}$  des SRP zurückgehalten. Der mittlere PP-Anteil von P stieg im Vergleich zu B um 6  $\mu\text{g l}^{-1}$  an, der mittlere TP-Gehalt sank minimal ab.

Im Schacht (S) vermischten sich die Konzentrationen von B und P, jedoch waren die Werte von S mehr denen von B angenähert, da P einen wesentlich geringeren Volumenstrom aufwies. Bei S war im Jahresmittel eine TP-Zunahme um 1  $\mu\text{g l}^{-1}$  gegenüber B zu verzeichnen. Der mittlere PP-Gehalt nahm um 3  $\mu\text{g l}^{-1}$  zu, der mittlere SRP-Gehalt hingegen 1  $\mu\text{g l}^{-1}$  ab.

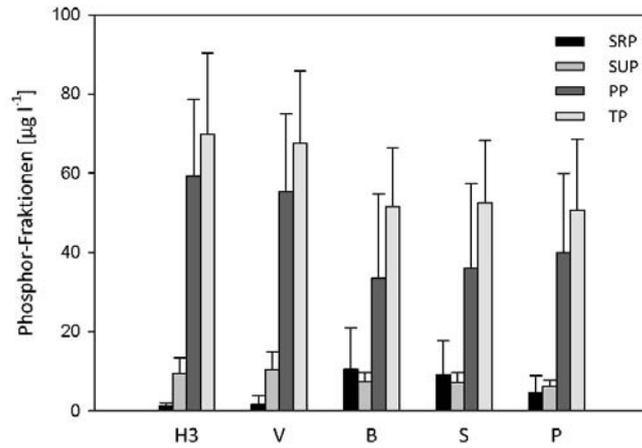


Abb. 7: Jahresmittel und Standardabweichungen von TP und TP-Fractionen an den Stellen H3, V, B, S und P.

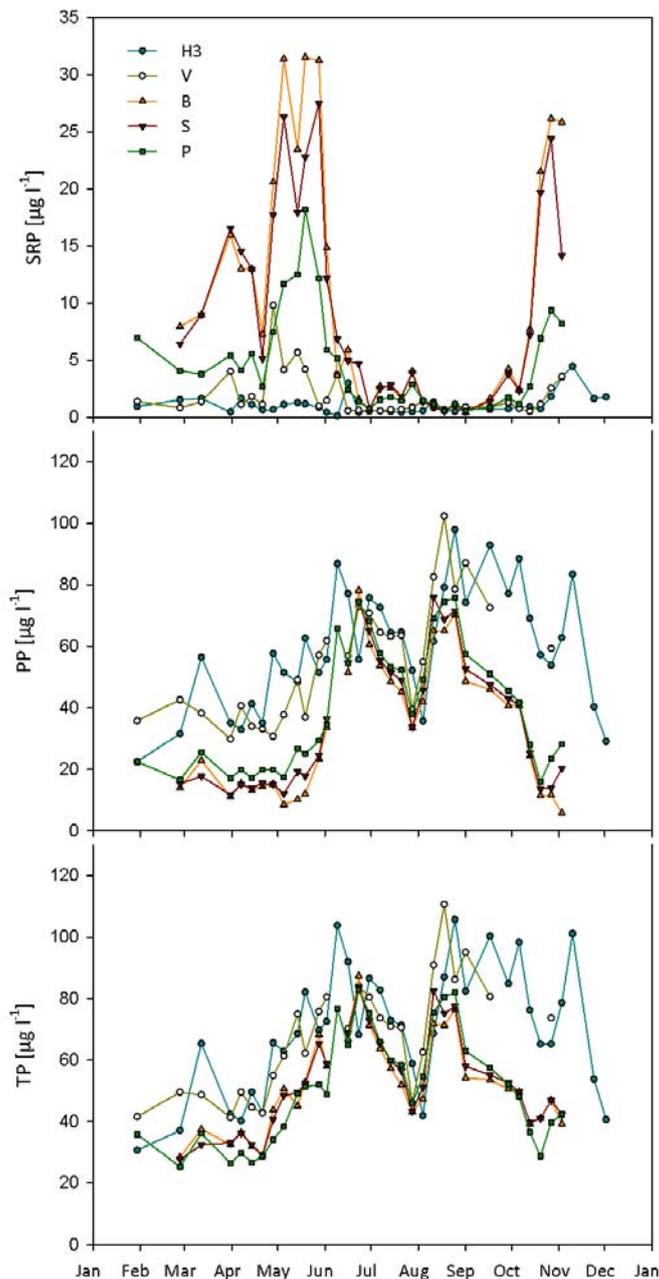


Abb. 8: SRP-, PP- und TP-Konzentrationen der Stellen H3, V, B, S und P.

### 4.3 Stickstoff

In Abb. 9 werden die Jahresmittel von TN (Gesamtstickstoff) und seinen Fraktionen DN und PN (gelöster- und partikulärer Stickstoff) dargestellt. Die DN- und PN-Konzentrationen variierten deutlich zwischen den Stellen, verhielten sich aber indirekt proportional zueinander, sodass TN relativ konstant blieb.

V wies etwas niedrigere mittlere PN- ( $588 \mu\text{g l}^{-1}$ ) und höhere DN-Konzentrationen ( $435 \mu\text{g l}^{-1}$ ) als H3 (PN:  $634$ ; DN:  $367 \mu\text{g l}^{-1}$ ) auf. Bei S erreichte PN aufgrund von Mineralisierungsprozessen im Bodenfilter nur einen Mittelwert von  $253 \mu\text{g l}^{-1}$ , während die mittlere DN-Konzentration auf  $713 \mu\text{g l}^{-1}$  anstieg. Der TN-Mittelwert von V war um 7 bzw. 5 % höher als der von H3 und S (H3:  $951$ ; V:  $1022$ ; S:  $971 \mu\text{g l}^{-1}$ ).

DN beinhaltet neben Nitrit-N, Nitrat-N und Ammonium-N gelöste Aminosäuren, Harnstoff etc. Die für die meisten Phytoplankter akzessiblen Stickstoff-Verbindungen sind Nitrat-N (Abb. 11) und Ammonium-N (Abb. 10). In Abb. 12 sind mögliche Zusammenhänge zwischen den verfügbaren anorganischen N-Verbindungen und dem Aufkommen N-fixierender Cyanoprokaryota im Unteren Heustadelwasser zu erkennen. Nitrit-N wurde ebenfalls miteinbezogen, da es ein Zwischenprodukt der Nitrifikation darstellt.

Die Nitrit-N-Konzentrationen waren an allen Stellen das ganze Jahr über gering und erreichten eine für Fische unbedenkliche mittlere Konzentration von  $3 \mu\text{g l}^{-1}$  an der Stelle V,  $2 \mu\text{g l}^{-1}$  bei H3 sowie  $1 \mu\text{g l}^{-1}$  bei B und S auf. Der höchste Jahresmittelwert wurde im Phosphor-Adsorber (P:  $4 \mu\text{g l}^{-1}$ ), welcher im Jahresverlauf Werte bis zu  $14 \mu\text{g l}^{-1}$  verzeichnete, gemessen.

Die Ammonium-N-Konzentrationen im Unteren Heustadelwasser wiesen im Zeitraum von 2004 bis 2008 stets leichte bis starke Anstiege gegen Jahresende auf (Abb. 10). Diese sind v. a. auf verstärkte Abbauprozesse zu dieser Jahreszeit zurückzuführen. Von Ende Jänner bis Anfang Oktober 2008 lag die mittlere Ammonium-N-Konzentration an der Stelle H3 lediglich bei  $14 \mu\text{g l}^{-1}$  ( $5$ - $28 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Anfang Dezember wurde hingegen ein Ammonium-N-Anstieg auf  $186 \mu\text{g l}^{-1}$  vermerkt.

Die Nitrat-N-Konzentrationen unterlagen an der Stelle H3 im Jahresverlauf 2008 deutlichen Schwankungen (Abb. 11). Neben saisonal variierenden Abbauprozessen waren deutliche Einflüsse der Dotationen mit Donauuferfiltrat erkennbar. Während die Nitrat-N-Werte bei H3 Ende Jänner 2008 noch  $198 \mu\text{g l}^{-1}$  betragen, nahmen sie bis Mitte März stark ab (auf  $7 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Ende März wurde das erste Minimum ( $<$  Messunsicherheit) erreicht. Aufgrund von Dotationen im Zeitraum vom 1. bis 6. April, erfolgte am 21. April erneut ein deutlicher Nitrat-N-Anstieg auf  $297 \mu\text{g l}^{-1}$ . Mitte Mai waren die Werte bereits wieder auf  $13 \mu\text{g l}^{-1}$  gesunken. Zur Hauptvegetationszeit von Ende Mai bis Anfang Oktober wies Nitrat-N am Standort H3 trotz geringer Dotationen in den Zeiträumen vom 7. bis 28. Juli, vom 25. bis 27. August sowie vom 11. bis 19. September Werte unterhalb der Nachweisgrenze auf. Vom 15. bis 26. November wurde das Gewässer mit größeren Mengen Donaufiltrat dotiert, was neben erhöhten Abbauleistungen im Herbst, am 2. Dezember zur Erzielung des Maximums ( $582 \mu\text{g l}^{-1}$ ) beitrug.

An der Stelle V fand im Jahresmittel gegenüber H3 eine Zunahme an Nitrat-N (H3: 67; V: 114  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) und Ammonium-N (H3: 24; V: 38  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) statt. Die Stelle S erfuhr hingegen eine durchschnittliche Ammonium-N-Reduktion (16  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) sowie einen starken mittleren Nitrat-N-Anstieg (457  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) gegenüber V.

Von Mitte März bis Anfang Mai hatten die Cyanoprokaryota nur ein durchschnittliches Biovolumen von 0,3  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$  (Abb. 12). Ab 14. Mai (1,3  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ) war ein Anstieg der Cyanoprokaryota-Biovolumina durch ein Aufkommen von Vertretern der Ordnung Chroococcales zu verzeichnen. Von Ende Mai bis Ende Juni dominierten diese stark innerhalb der Cyanoprokaryota (98-100 %) und erreichten Biovolumina von 2 bis 7,3  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ . Die im Jahresverlauf abundantesten Arten der Chroococcales waren *Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa*, *M. flos-aquae*, *M. viridis*, *Woronichinia naegeliana* und *Snowella lacustris*.

Ab 7. Juli (anorg. N: 9  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) etablierten sich N-fixierende Cyanoprokaryota aus der Familie der Nostocaceae (Ordnung Nostocales), unter ihnen v. a. die Arten *Anabaena planctonica*, *Anabaena spiroides* und *Aphanizomenon gracile*. Von Anfang Juli bis Anfang Oktober betrug der Anteil der Nostocaceae innerhalb der Cyanoprokaryota zwischen 24 und 56 % (1,6-19,5  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ), der der Chroococcales zwischen 22 und 68 % (3,6-21,1  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ) und der der Oscillatoriales zwischen 1 und 39 % (0,2-14,8  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ). Als die anorg. N-Konzentrationen am 21. Juli auf 7  $\mu\text{g l}^{-1}$  absanken, dominierten die Nostocaceae innerhalb der Cyanoprokaryota (51 %; 7,6  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ) bis einschließlich 4. August (56 %; 6,8  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; anorg. N: 25  $\mu\text{g l}^{-1}$ ). Ihre höchsten Biovolumina erzielten die Nostocaceae und Chroococcales am 1. September mit 19,5 (41 %) bzw. 21,1  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$  (44 %). Die Oscillatoriales verzeichneten ihr Maximum hingegen am 17. September (14,8  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; 37 %), als die Biovolumina der Nostocales noch relativ hoch waren (16,2  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; 41 %) und die der Chroococcales (8,8  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; 22 %) bereits deutlich zurückgegangen waren. Von Ende Oktober bis Anfang Dezember sanken die Biovolumina aller drei Ordnungen kontinuierlich ab (Nostocales: von 0,7 auf 0,0  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; Chroococcales: von 3,0 auf 0,6  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ; Oscillatoriales: von 5,6 auf 0,7  $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ). Die Chroococcales hatten in diesem Zeitraum Anteile von 16 bis 50 %, die Oscillatoriales von 50 bis 82 %. Ende Oktober lagen die Anteile der Nostocales noch zwischen 8 und 10 %, am 2. Dezember waren sie schließlich nicht mehr anzutreffen.

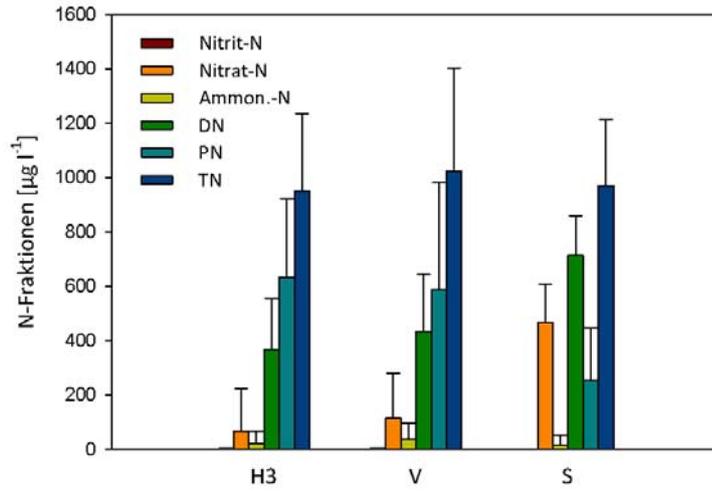


Abb. 9: Jahresmittel und Standardabweichungen der Stickstoff-Fractionen an den Stellen H3, V und S.

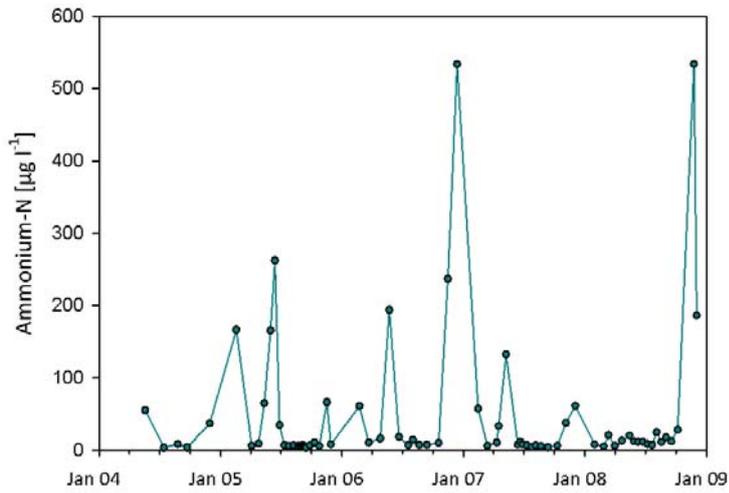


Abb. 10: Verlauf der Ammonium-N-Konzentrationen der Stelle H3 von 2004 bis 2008. (Daten von DWS Hydro-Ökologie GmbH)

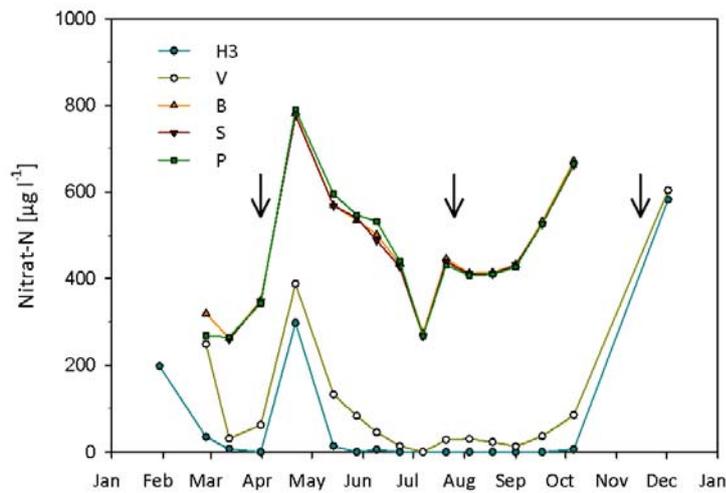


Abb. 11: Nitrat-N-Konzentrationen der Stellen H3, V, B, S und P. Pfeile kennzeichnen wichtige Dotationsereignisse.

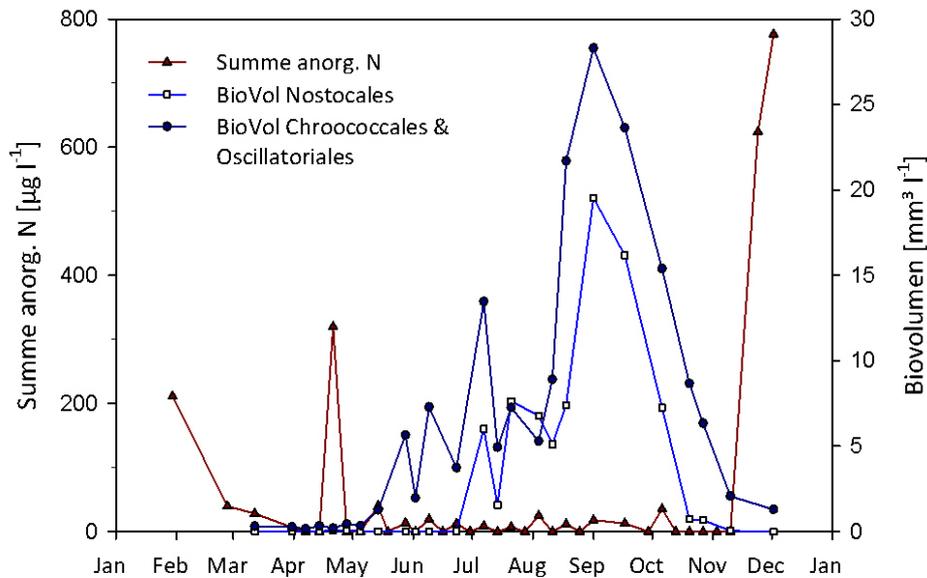


Abb. 12: Anorganischer Stickstoff und Cyanoprokaryota-Biovolumina an der Stelle H3.

#### 4.4 Orthokieselsäure (SRSi)

Für Bacillariophyceen ist Orthokieselsäure (SRSi, soluble reactive silicon) neben Phosphor und Stickstoff ein essenzieller Nährstoff (SRSi: N: P = 17: 16: 1, molares Verhältnis, HARRIS 1986), da diese v. a. für die Synthese der Exoskelette (Frusteln) benötigt wird. Vertreter der Chrysophyceae wie z. B. *Synura* sp. und *Mallomonas* sp. synthetisieren zwar ebenfalls Schuppen und Borsten aus Kieselsäure, allerdings ist deren SRSi-Bedarf wesentlich geringer (SANDGREN 1988). Da die Chrysophyceen in den Zählproben u. a. aufgrund von Kolonienzerfall nicht immer auf Gattungsniveau bestimmt werden konnten und zeitweise auch nicht Kieselsäure einlagernde Arten wie *Dinobryon* sp. und *Uroglena* sp. dominant waren, wurden ihre Biovolumina nicht in die Grafik mit einbezogen.

In Abb. 13 werden die SRSi-Konzentrationen den Bacillariophyceen-Biovolumina an der Stelle H3 im Jahresverlauf 2008 gegenübergestellt. Durchgeführte Spearman-Rangkorrelationen ergaben keinen signifikanten Zusammenhang ( $p > 0,05$ ). Von Mitte März bis Ende Juli sind zwar noch potenzielle Abhängigkeiten zwischen den Biovolumina und den SRSi-Konzentrationen ersichtlich, ab August jedoch gar keine mehr.

Die SRSi-Konzentrationen lassen im Unteren Heustadelwasser allgemein niedrigere Werte im Frühjahr und einen starken Anstieg ab Ende Juli erkennen. Ende Jänner 2008 betrug die SRSi-Konzentration an der Gewässerstelle H3  $1734 \mu\text{g l}^{-1}$ , von Ende Februar bis Ende Juni lagen die Werte durchschnittlich bei  $400 \mu\text{g l}^{-1}$  ( $65\text{-}791 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Ab 7. Juli erfolgte ein kontinuierlicher Anstieg auf das Maximum am 17. September ( $2702 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Anfang Dezember war die SRSi-Konzentration wieder leicht abgesunken ( $2573 \mu\text{g l}^{-1}$ ).

Die Stellen H3 und V sowie B und S zeigten jeweils nur minimale Abweichungen der SRSi-Werte voneinander. Die SRSi-Konzentrationen von B und S waren von Ende Februar bis Anfang August um durchschnittlich  $300 \mu\text{g l}^{-1}$  höher als die von H3 und V. An der Stelle P kam es im selben Zeitraum zu SRSi-Konzentrationen von bis zu  $2017 \mu\text{g l}^{-1}$ , welche um durchschnittlich  $749 \mu\text{g l}^{-1}$  über denen von H3 und V sowie um  $427 \mu\text{g l}^{-1}$  über denen von B und S lagen. Von Mitte August bis Anfang Oktober wichen die fünf Stellen nur geringfügig voneinander ab. Anfang Dezember hatten B und S um ca.  $509 \mu\text{g l}^{-1}$  höhere SRSi-Konzentrationen als H3, V und P.

Die Bacillariophyceen-Biovolumina stiegen von 12. März ( $1,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) bis 14. April ( $4,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) an (Abb. 13). Als die SRSi-Konzentrationen vom Jahresbeginn bis zum 21. April kontinuierlich auf ein Minimum von  $65 \mu\text{g l}^{-1}$  sanken, nahmen auch die Biovolumina am 21. und 28. April etwas ab (auf  $3,5$  bzw.  $2,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). Die SRSi-Konzentrationen waren im Mai wieder leicht erhöht ( $351\text{-}455 \mu\text{g l}^{-1}$ ), während die Biovolumina weiter absanken ( $0,9\text{-}1,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). Am 2. Juni erzielten die Bacillariophyceen jedoch einen kurzzeitigen Biovolumen-Höchstwert von  $3,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ , welcher am 9. Juni wieder auf  $0,9 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  absank. Ab Ende Juni stiegen sowohl der SRSi-Gehalt als auch die Biovolumina erneut an. Die Bacillariophyceen erreichten ihr maximales Biovolumen am 7. Juli ( $4,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) bei einer SRSi-Konzentration von  $983 \mu\text{g l}^{-1}$ . Von Anfang August bis Anfang Dezember wiesen die Bacillariophyceen-Biovolumina trotz stark erhöhter SRSi-Konzentrationen ( $1407\text{-}2702 \mu\text{g l}^{-1}$ ) keine größeren Anstiege mehr auf und schwankten zwischen  $1,1$  und  $2,8 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ .

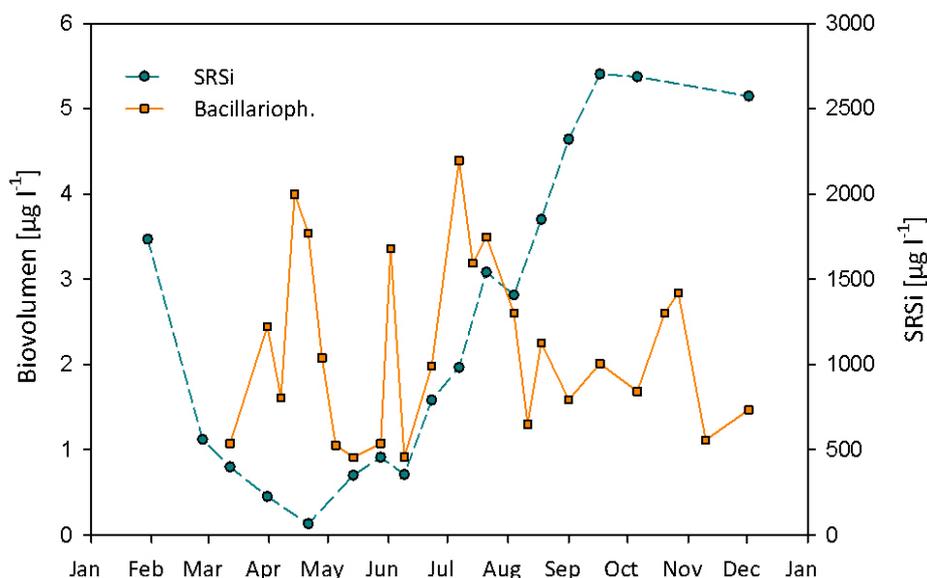


Abb. 13: SRSi-Konzentrationen und Bacillariophyceen-Biovolumina an der Stelle H3.

#### 4.5 Schwebstoffe, Chlorophyll-a und Gesamtbiovolume

In Abb. 16 wird der saisonale Verlauf von partikulärem organischem Material (POM), Chlorophyll-a (Chl-a) und Gesamtbiovolume (GesbioV) dargestellt. Alle drei Parameter lassen eine deutliche Saisonalität des Phytoplanktonbiovolumens an den drei bis vier Stellen erkennen. Die Kurvenverläufe sind im Großen und Ganzen als parallel zu bezeichnen, wobei an der Stelle H3 jeweils die höchsten, bei B und S hingegen jeweils die niedrigsten Werte gemessen wurden.

Die Chlorophyll-a-Konzentrationen aller drei Stellen wiesen deutliche Zusammenhänge mit den Gesamtbiovolume auf. Durchgeführte Regressions- (Abb. 15) und Spearman-Rangkorrelations-Analysen ergaben höchst signifikante ( $p < 0,001$ ) Ergebnisse ( $R^2 = 0,75$ ;  $r_s = 0,93$ ).

Partikuläres Material (PM) setzt sich aus organischem- (POM) und anorganischem Material (PIM) zusammen. PIM hatte an allen Stellen nur einen geringen Anteil am PM und wurde im Bodenfilter weniger stark reduziert als POM (Abb. 14).

H3 wies 2008 die höchste mittlere PM-Konzentration auf ( $15,2 \text{ mg l}^{-1}$ ), gefolgt von V ( $14,0 \text{ mg l}^{-1}$ ), sowie B und S (je  $7,6 \text{ mg l}^{-1}$ ). Die mittleren PIM-Konzentrationen der Stellen H3 und V betragen je  $1,7 \text{ mg l}^{-1}$ , die von B und S je  $0,8 \text{ mg l}^{-1}$ . Die Gewässerstelle H3 hatte von Ende Februar bis Anfang Juni POM-Werte zwischen  $1,4$  bis  $11,5 \text{ mg l}^{-1}$ , wobei das Minimum am 7. April erreicht wurde. Am 9. Juni stieg die POM-Konzentration auf  $21,4 \text{ mg l}^{-1}$  an und betrug vom 16. Juni bis 11. August durchschnittlich  $16,2 \text{ mg l}^{-1}$ . Von Mitte August bis Mitte September wurden Maximalwerte von  $24,5$  bis  $30,0 \text{ mg l}^{-1}$  erreicht. Ab Ende September sanken die Werte von  $18,9$  auf  $3,6 \text{ mg l}^{-1}$  am 2. Dezember. Die Stelle V wies einen parallelen Kurvenverlauf zu H3 auf, verzeichnete gegenüber H3 aber bereits eine leichte Abnahme POM-Gehalts im Jahresmittel (H3:  $13,6$ ; V:  $12,2 \text{ mg l}^{-1}$ ). B und S wichen im Jahresverlauf nur minimal (um  $0$  bis  $2,1 \text{ mg l}^{-1}$ ) voneinander ab und hatten um  $5,8$  bzw.  $5,7 \text{ mg l}^{-1}$  niedrigere mittlere POM-Konzentrationen als V.

Der durchschnittliche Chlorophyll-a-Gehalt der Stelle H3 betrug von Ende Februar bis Anfang Mai  $25,6 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  und vom 14. Mai bis 11. August  $52,9 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ . Die Maxima ( $88,6$ - $101,9 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ ) wurden im Zeitraum vom 18. August bis 17. September erreicht. Vom 29. September bis 27. Oktober lag die Chl-a-Konzentration durchschnittlich bei  $58,1 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  und sank bis 2. Dezember auf  $14,5 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ . H3 und V wichen im Jahresverlauf um  $0$  bis  $34,5 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  voneinander ab. Die mittlere Chl-a-Konzentration von V war etwas geringer als die von H3 (H3:  $50,9$ ; V:  $47,9 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ ). Die mittleren Chl-a-Gehalte von B und S waren fast ident (B:  $19,3$ ; S:  $19,1 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ ), ihre Konzentrationen waren im Jahresverlauf um  $7,2$  bis  $66,6 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  (27-95 %) niedriger als die von V.

Von Mitte März bis Ende Juni 2008 erreichte H3 Gesamtbiovolume von  $4,6$  bis  $14,9 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ , wobei das Minimum am 5. Mai auftrat. Anfang Juli stiegen die Werte auf  $28,3 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ , Anfang September auf das Maximum von  $54,8 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ . Von Anfang Oktober bis Anfang Dezember fielen die Gesamtbiovolume kontinuierlich von  $29,0$  auf  $6,6 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  ab. H3 hatte ein mittleres Gesamtbiovolume von  $17,3 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ , V von  $11,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  und B von  $5,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ . Allgemein fand im Jahresmittel eine starke

GesbioV-Abnahme um durchschnittlich 33 % ( $5,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) bei V gegenüber H3 sowie um durchschnittlich 57 % ( $6,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) bei B gegenüber V statt. Die größten Differenzen zwischen H3 und V wurden am 7. Juli ( $19,2 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) und vom 18. August bis 6. Oktober ( $10,3\text{-}21,6 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) vermerkt. B verzeichnete im Jahresverlauf Gesamtbio volumina zwischen  $0,4$  und  $19,6 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ , welche um  $0,2$  bis  $17,6 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  (2 bis 93 %) unter denen von V lagen.

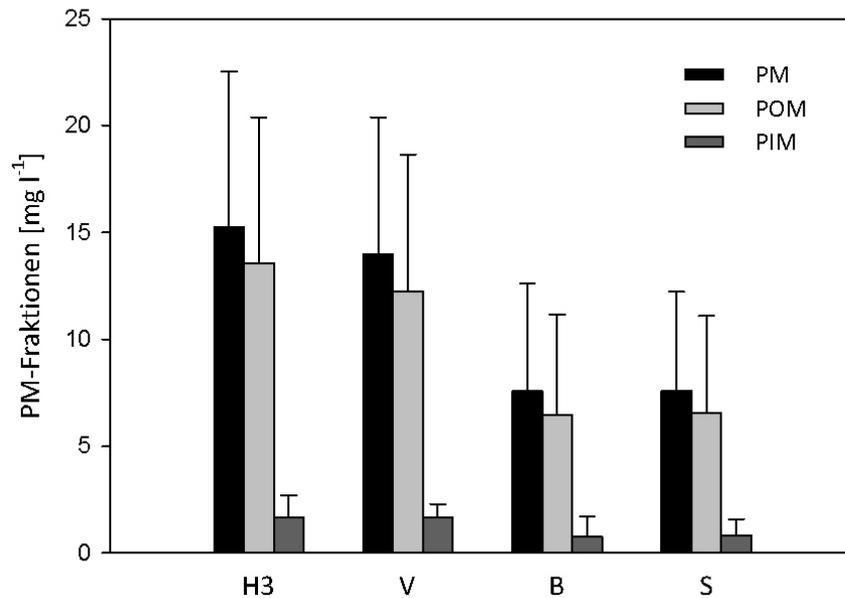


Abb. 14: Jahresmittel und Standardabweichungen von PM, POM und PIM an den Stellen H3, V, B und S.

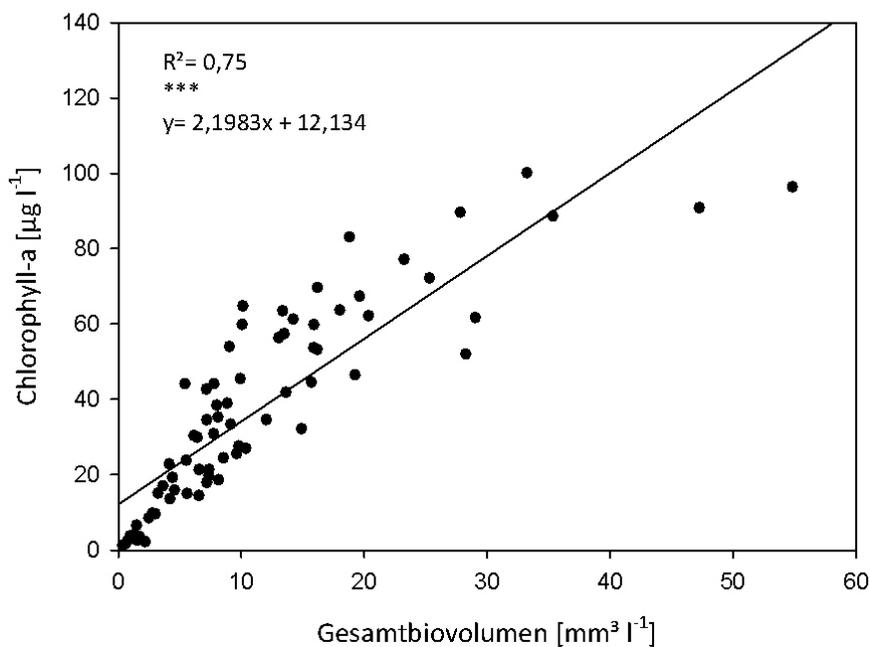


Abb. 15: Regression zwischen Chlorophyll-a und Gesamtbio volumina. (mit insg. 74 Werten von H3, V und B)

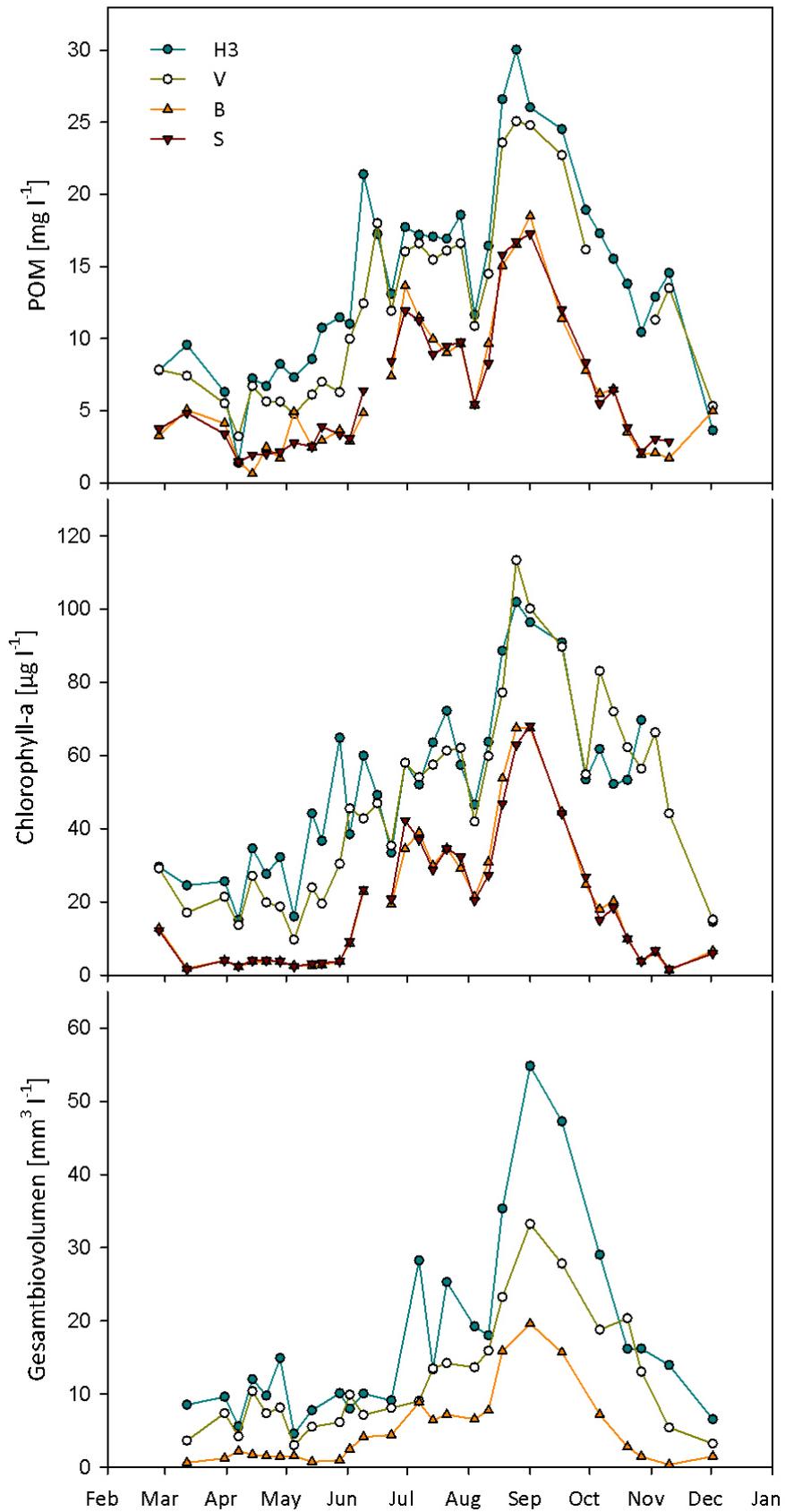


Abb. 16: POM, Chl-a und GesbioV der Stellen H3, V, B und S.

#### 4.6 Biovolumina und Gesamtbiovolumen-Anteile der Phytoplanktonklassen

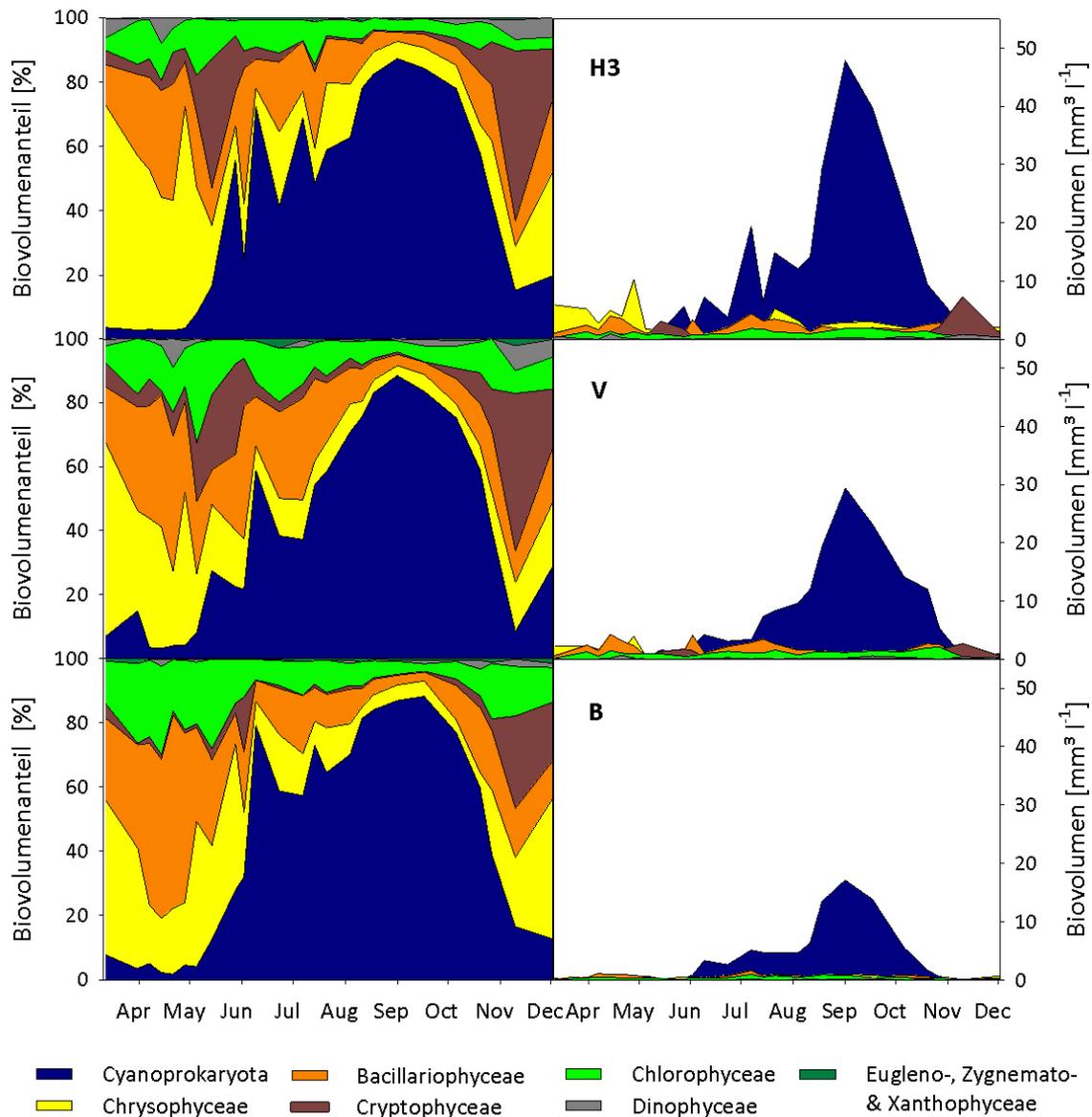


Abb. 17: Biovolumina und GesbioV-Anteile der Algenklassen und Cyanoprokaryota an den Stellen H3, V und B.

An den Stellen H3, V und B ist eine deutliche Sukzession der Biovolumina (BioV) und Gesamtbiovolumenanteile (GesbioV-Anteile) der verschiedenen Algenklassen und Cyanoprokaryota erkennbar (Abb. 17). Das Frühjahr von Mitte März bis Ende April 2008 war durch ein starkes Aufkommen von Chryso- und Bacillario-, der Mai von Cryptophyceen geprägt. Ab Anfang Juni wurden die Cyanoprokaryota, welche im Frühjahr kaum präsent waren, dominant und blieben es bis Ende Oktober. Im Herbst war erneut ein vermehrtes Auftreten von Chryso- und Bacillario- sowie von Cryptophyceen, welche an den Stellen H3 und V im November sogar dominierten, zu verzeichnen. Chlorophyceae kamen das ganze Jahr über in etwa gleichen GesbioV-Anteilen vor, wobei sie von März bis Mitte Juni, sowie ab Oktober etwas abundanter waren. Dinophyceae machten nur einen sehr geringen Anteil am Gesamtbiovolumen der Stellen aus und waren im Frühling und Herbst etwas häufiger. Eugleno-, Zygnemato- und Xanthophyceae hatten ganzjährig vernachlässigbar geringe GesbioV-Anteile.

Die Biovolumina der Cyanoprokaryota, Bacillario-, Chryso-, Chloro-, Crypto-, Dino- und Xanthophyceen unterschieden sich höchst signifikant ( $p < 0,001$ ) zwischen den Stellen V und B. Zwischen H3 und V wurden signifikante Unterschiede der Cyanoprokaryota- ( $p < 0,01$ ), Chryso- ( $p < 0,001$ ), Bacillario- und Zygnematophyceen-Biovolumina (je  $p < 0,05$ ) festgestellt.

Die Cyanoprokaryota dominierten sowohl anhand ihrer Biovolumina als auch ihrer GesbioV-Anteile deutlich im Jahresverlauf. An der Stelle H3 hatten die Cyanoprokaryota zwar einen um  $3,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  höheren Biovolumen-Mittelwert als V, sowie V wiederum einen um  $3,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  höheren als B (H3: 9,9; V: 6,4; B:  $3,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), jedoch wichen die mittleren GesbioV-Anteile an einzelnen Stellen kaum voneinander ab (H3: 41 %; V: 39 %; B: 42 %).

Im Frühjahr von Mitte März bis Anfang Mai 2008 hatten die Cyanoprokaryota an der Stelle H3 ihr Minimum mit einem Anteil von 3 bis 8 % ( $0,2\text{-}0,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) am Gesamtbiovolumen. Am 14. Mai lag das Biovolumen bei H3 noch bei  $1,3 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ . Vom 28. Mai bis 11. August betragen die Biovolumina durchschnittlich  $9,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  ( $2\text{-}19,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ; GesbioV-Anteile: 25-78 %), das maximale Biovolumen dieses Zeitraumes wurde am 7. Juli gemessen. Zwischen 18. August und 6. Oktober erreichten die Cyanoprokaryota ihre Maxima ( $22,6\text{-}47,8 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  bzw. 78-87 %), wobei der Biovolumen-Höchstwert am 1. September auftrat. Vom 20. Oktober bis 2. Dezember fielen die Biovolumina kontinuierlich von  $9,4$  auf  $1,3 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  ab. Die GesbioV-Anteile sanken vom 20. Oktober bis 10. November von 58 auf 15 %, stiegen am 2. Dezember jedoch wieder leicht an (20 %).

Bacillariophyceae nahmen im Jahresverlauf bei V und B das zweitgrößte, bei H3 das drittgrößte, mittlere Biovolumen ein (H3: 2,2; V: 1,9; B:  $0,6 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). Die GesbioV-Anteile waren an der Stelle V um durchschnittlich 4 % höher als bei H3 (max. Differenz: 16 % am 07. Juli). Zwischen V und B schwankten die Differenzen der Anteile zwar zwischen 0 und 24 %, waren aber im Durchschnitt ausgeglichen.

Am 12. März wurden an der Stelle H3 noch niedrige Bacillariophyceen-Biovolumina ( $1,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) registriert. Von Ende März bis Ende April betrug das mittlere Biovolumen  $2,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  (GesbioV-Anteil: 28 %), wobei der Höchstwert dieses Zeitraums am 14. April ( $4,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) gemessen wurde. Vom 5. Mai bis 9. Juni lagen die Biovolumina zwischen  $0,9$  und  $1,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  (GesbioV-Anteile: 9-23 %). Eine Ausnahme in diesem Zeitraum stellte der 2. Juni mit einem Gesamtbiovolumenanteil von 42 % (BioV:  $3,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) dar. Das Maximum wurde schließlich am 7. Juli mit  $4,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$  und einem GesbioV-Anteil von 16 % observiert. H3 verzeichnete im Zeitraum vom 14. Juli bis 4. August einen mittleren GesbioV-Anteil von 17 % (BioV:  $3,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), vom 11. August bis 6. Oktober von 4 % (BioV:  $1,8 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) sowie vom 20. Oktober bis 2. Dezember von 16 % (BioV:  $2,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ).

Die Chrysophyceen stellten im Jahresverlauf ebenfalls eine wichtige Algenklasse dar und hatten an der Stelle H3 das zweithöchste, bei V und B das dritthöchste mittlere Biovolumen (H3: 3,0; V: 1,4; B:  $0,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). Die GesbioV-Anteile der Chrysophyceen waren bei H3 und B um durchschnittlich

6 bzw. 1 % höher als die von V. H3 und V wiesen Differenzen zwischen 1 und 23 %, B und V zwischen 0 und 28 % auf.

Vom 12. März bis 21. April nahmen die Chrysophyceen an der Stelle H3 GesbioV-Anteile von 40 bis 69 % (BioV: 2,8-5,9 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>) ein. Am 28. April erreichten sie bei H3 das Maximum von 10,3 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> bzw. 69 %. Vom 5. Mai bis 2. Juni schwankten ihre Biovolumina zwischen 1,1 und 1,8 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> (GesbioV-Anteile: 10-39 %). Das Minimum wurde am 9. Juni (0,6 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> bzw. 6 %) gemessen. Vom 23. Juni bis 2. Dezember lag das mittlere Chrysophyceen-Biovolumen der Stelle H3 bei 2,5 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> (1,2-5,3 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>), der mittlere GesbioV-Anteil bei 13 % (5-32 %). In diesem Zeitraum wurde der Höchstwert des Biovolumens am 21. Juli, der des GesbioV-Anteils hingegen am 2. Dezember observiert.

Die Chlorophyceen hatten mittlere Biovolumina von 1,1 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> am Standort H3, 1,0 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> bei V und 0,4 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> bei B. V wies um durchschnittlich 3 % höhere Chlorophyceen-GesbioV-Anteile als H3 und um 2 % niedrigere als B auf.

Am 12. März waren die Chlorophyceen an der Stelle H3 noch nicht abundant (0,3 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>). Vom 31. März bis 14. Mai erreichten sie maximale Gesamtbiovolumenanteile von 7 bis 18 % (BioV: 0,7-1,4 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>). Am 28. Mai sanken die Biovolumina wieder auf 0,5 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> (GesbioV-Anteil: 5 %). Anfang Juni erfolgten jedoch erneute Anstiege mit Höchstwerten am 7. und 14. Juli (je 1,8 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>; 6 bzw. 13 %). Vom 21. Juli bis 27. Oktober schwankten die Werte zwischen 0,9 und 1,9 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> (GesbioV-Anteile: 3-9 %), wobei die Biovolumen-Maxima von je 1,9 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> (GesbioV-Anteile: 3 bzw. 4 %) am 1. und 17. September auftraten. Vom 10. November bis 2. Dezember sanken die Biovolumina von 0,5 auf 0,2 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> ab, die GesbioV-Anteile lagen bei je 4 %.

Das mittlere Cryptophyceen-Biovolumen von H3 betrug 0,9 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>, das von V 0,7 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> und das von B 0,1 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>. An der Stelle V wurden um durchschnittlich 1 % höhere Cryptophyceen-GesbioV-Anteile als bei H3 und um 6 % höhere als bei B verzeichnet.

Die Cryptophyceen nahmen an der Stelle H3 von Mitte März bis Mitte April nur einen geringen Anteil am Gesamtbiovolumen ein (3-6 %; BioV: 0,3-0,4 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>). Am 21. April kam es zu leichten, am 14. Mai zu deutlichen Anstiegen der Biovolumina (auf 1,0 bzw. 3,1 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>; GesbioV-Anteile: 10 bzw. 40 %). Ende Mai nahmen die Cryptophyceen-Biovolumina bei H3 wieder ab (auf 1,8 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>; GesbioV-Anteil: 17 %) und vom 2. Juni bis 6. Oktober hatten sie nur durchschnittliche Werte von 0,3 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup> bzw. 2 %. Vom 20. Oktober bis 10. November stiegen die GesbioV-Anteile von 7 % (BioV: 1,2 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>) auf das Maximum von 53 % (BioV: 7,4 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>) an. Am 2. Dezember waren die Anteile jedoch erneut zurückgegangen (auf 16 %; BioV: 1,0 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>).

Die Dinophyceen erzielten im Jahresverlauf nur geringe mittlere Biovolumina (H3: 0,2; V: 0,1; B: 0,02 mm<sup>3</sup> l<sup>-1</sup>) und nur an wenigen Terminen GesbioV-Anteile von über 1 %.

Die höchsten Dinophyceen-GesbioV-Anteile wurden am 12. März (6 %; BioV:  $0,5 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) und 14. April an der Stelle H3 (8 %; BioV:  $1,0 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), am 21. April bei V (9 %; BioV:  $0,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) sowie am 10. November und 2. Dezember bei H3 (je 6 %; BioV:  $0,9$  bzw.  $0,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) und V (8 bzw. 5 %; BioV:  $0,4$  bzw.  $0,2 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) verzeichnet.

Eugleno-, Zygnemato- und Xanthophyceae waren an allen drei Stellen ganzjährig nicht häufig und erreichten selbst zusammengerechnet nur geringe mittlere Biovolumina (H3:  $0,08$ , V:  $0,06$ , B:  $0,02 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). Lediglich an der Stelle V überschritten die GesbioV-Anteile dieser Algenklassen an zwei Terminen Werte von 1 %: am 23. Juni erreichten die Zygnematophyceen einen GesbioV-Anteil von 3 % ( $0,2 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), am 10. November die Euglenophyceen von 2 % ( $0,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ).

#### 4.7 Quantitativ wichtigste Taxa

Insgesamt wurden 149 Operative Taxonomische Einheiten (OTE) im Zuge der quantitativen Phytoplanktonanalysen bestimmt. An allen drei Stellen war die Klasse der Cyanoprokaryota dominant. Ihnen gehörten je 6 von 10 OTE mit den höchsten mittleren Biovolumina, davon 5 (bei H3 und V) bzw. 4 (bei B) den Ordnungen Nostocales und Oscillatoriales an (Tab. 5).

Das höchste mittlere Biovolumen an allen Stellen verzeichnete *Microcystis wesenbergii* (H3:  $3,5$ ; V:  $2,5$ ; B:  $1,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), gefolgt von *Aphanizomenon gracile* (H3:  $3,0$ ; V:  $2,2$ ; B:  $1,2 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) und *Anabaena planctonica* (H3:  $2,1$ ; V:  $1,0$ ; B:  $0,7 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ). *Oscillatoria* sp. und die nicht auf Gattung bestimmte OTE Oscillatoriales (fädig schmal) waren an allen drei Stellen abundant, Oscillatoriales (fädig sehr schmal) hingegen nur bei H3 und V. Chrysoflagellaten kamen bei H3 und V in drei ( $4$ ,  $5$  und  $6 \mu\text{m}$   $\emptyset$ ), bei B in zwei Größenklassen ( $5$  und  $6 \mu\text{m}$   $\emptyset$ ) vor.

H3 und V hatten neun von zehn der häufigsten OTE gemein, von denen sich lediglich die Häufigkeitsreihenfolge zweier fädiger Cyanoprokaryota und zweier Chrysoflagellaten unterschied. Das Taxon mit dem zehnthöchsten mittleren Biovolumen war bei H3 der koloniebildende Chrysoflagellat *Synura* sp. ( $0,4 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ), bei V hingegen eine zentrale Bacillariophyceae (*Cyclotella* sp.  $14 \mu\text{m}$   $\emptyset$ ;  $0,3 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ).

B hatte von den 10 häufigsten OTE sieben mit H3 und V gemein, wovon die ersten vier dieselbe Reihenfolge wie H3 aufwiesen. Der coccale Cyanoprokaryot *Woronichinia naegeliana* ( $0,2 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ) nahm bei B das fünft höchste mittlere Biovolumen ein, während sein mittleres Biovolumen bei H3 an 13. und bei V nur an 25. Stelle lag. Außerdem fielen die Bacillariophyceen *Cyclotella* sp. ( $22 \mu\text{m}$ ) und *Acanthoceras zachariasii* aufgrund ihrer hohen Zellvolumina bei B mehr ins Gewicht ( $0,2$  bzw.  $0,1 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ ).

**Tab. 5: Vergleich der je 10 höchsten mittleren Biovolumina der Stellen H3, V und B.**

Abkürzungen: Mittl. BioV (mittleres Biovolumen), Cyanoprok. (Cyanoprokaryota), Chrysoph. (Chrysophyceae), Bacillarioph. (Bacillariophyceae).

| Stelle    |    | Klasse        | Operative taxonomische Einheit             | Mittl. BioV [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ] |
|-----------|----|---------------|--|--|
| <b>H3</b> | 1  | Cyanoprok.    | <i>Microcystis wesenbergii</i>             | 3,5  |
|           | 2  | Cyanoprok.    | <i>Aphanizomenon gracile</i>               | 3,0  |
|           | 3  | Cyanoprok.    | <i>Anabaena planctonica</i>                | 2,1  |
|           | 4  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoria</i> sp.                    | 1,5  |
|           | 5  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoriales</i> (fädig sehr schmal) | 1,2  |
|           | 6  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoriales</i> (fädig schmal)      | 1,0  |
|           | 7  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (5 µm L)        | 1,0  |
|           | 8  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (6 µm L)        | 0,8  |
|           | 9  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (4 µm L)        | 0,7  |
|           | 10 | Chrysoph.     | <i>Synura</i> sp.                          | 0,4  |
| <b>V</b>  | 1  | Cyanoprok.    | <i>Microcystis wesenbergii</i>             | 2,5  |
|           | 2  | Cyanoprok.    | <i>Aphanizomenon gracile</i>               | 2,2  |
|           | 3  | Cyanoprok.    | <i>Anabaena planctonica</i>                | 1,0  |
|           | 4  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoriales</i> (fädig sehr schmal) | 0,9  |
|           | 5  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoria</i> sp.                    | 0,8  |
|           | 6  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoriales</i> (fädig schmal)      | 0,6  |
|           | 7  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (5 µm L)        | 0,4  |
|           | 8  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (4 µm L)        | 0,4  |
|           | 9  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (6 µm L)        | 0,4  |
|           | 10 | Bacillarioph. | <i>Cyclotella</i> sp. (14 µm ø)            | 0,3  |
| <b>B</b>  | 1  | Cyanoprok.    | <i>Microcystis wesenbergii</i>             | 1,4  |
|           | 2  | Cyanoprok.    | <i>Aphanizomenon gracile</i>               | 1,2  |
|           | 3  | Cyanoprok.    | <i>Anabaena planctonica</i>                | 0,7  |
|           | 4  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoria</i> sp.                    | 0,6  |
|           | 5  | Cyanoprok.    | <i>Woronichinia naegeliana</i>             | 0,2  |
|           | 6  | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (5 µm L)        | 0,2  |
|           | 7  | Bacillarioph. | <i>Cyclotella</i> sp. (22 µm ø)            | 0,2  |
|           | 8  | Cyanoprok.    | <i>Oscillatoriales</i> (fädig schmal)      | 0,1  |
|           | 9  | Bacillarioph. | <i>Acanthoceras zachariasii</i>            | 0,1  |
|           | 10 | Chrysoph.     | <i>Chrysoflagellat</i> sp. (6 µm L)        | 0,1  |

## 4.8 Shannon-Wiener-Index und Evenness

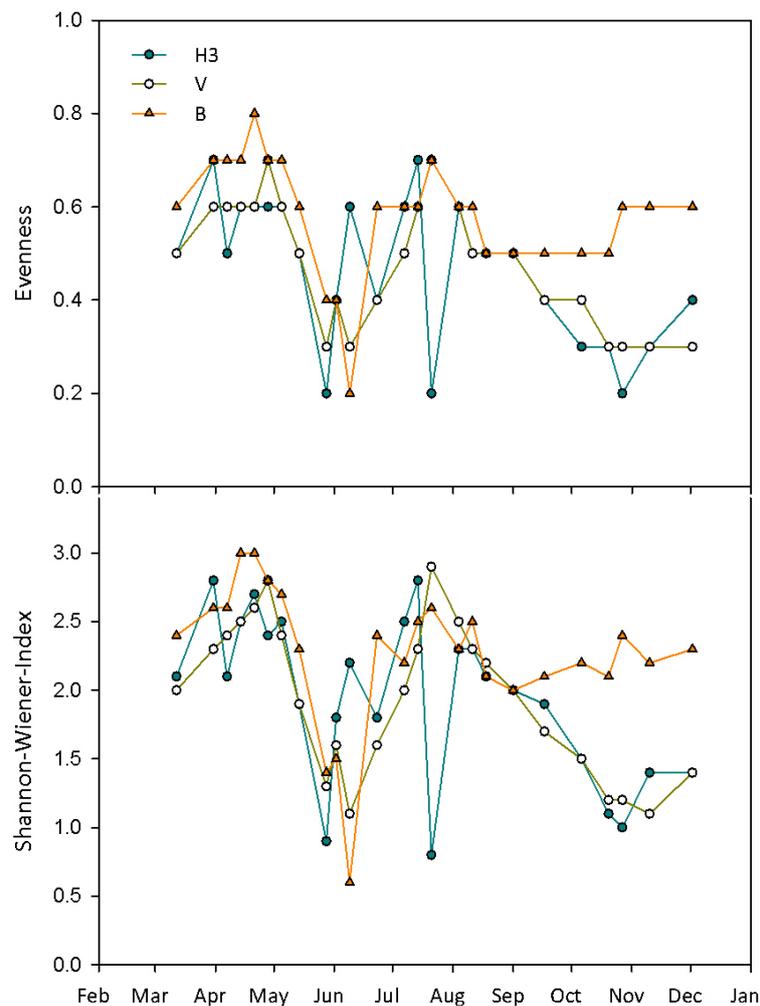


Abb. 18: Shannon-Wiener-Index und Evenness der Stellen H3, V und B.

Die Werte des Shannon-Wiener-Diversitätsindex ( $H_s$ ) werden sowohl von der Taxazahl, als auch von den relativen Abundanzen der Taxa einer Probe bestimmt. Der von der Taxazahl abhängige maximale Diversitätswert  $H_{max}$  wird erreicht, wenn die Individuenzahlen aller Taxa eines Termins ausgeglichen sind. Die Evenness ( $E_s$ ) dient zum Vergleich der Dominanzverhältnisse verschiedener Stellen, unabhängig von der jeweiligen Taxazahl.

Der Shannon-Wiener-Index und die Evenness unterlagen bei H3, V und B einer deutlichen Saisonalität (Abb. 18). H3 und V zeigten im Großen und Ganzen einen ähnlichen Kurvenverlauf, während die Stelle B wesentlich geringere Schwankungen und zumeist höhere Diversitäts- und Evennesswerte aufwies.

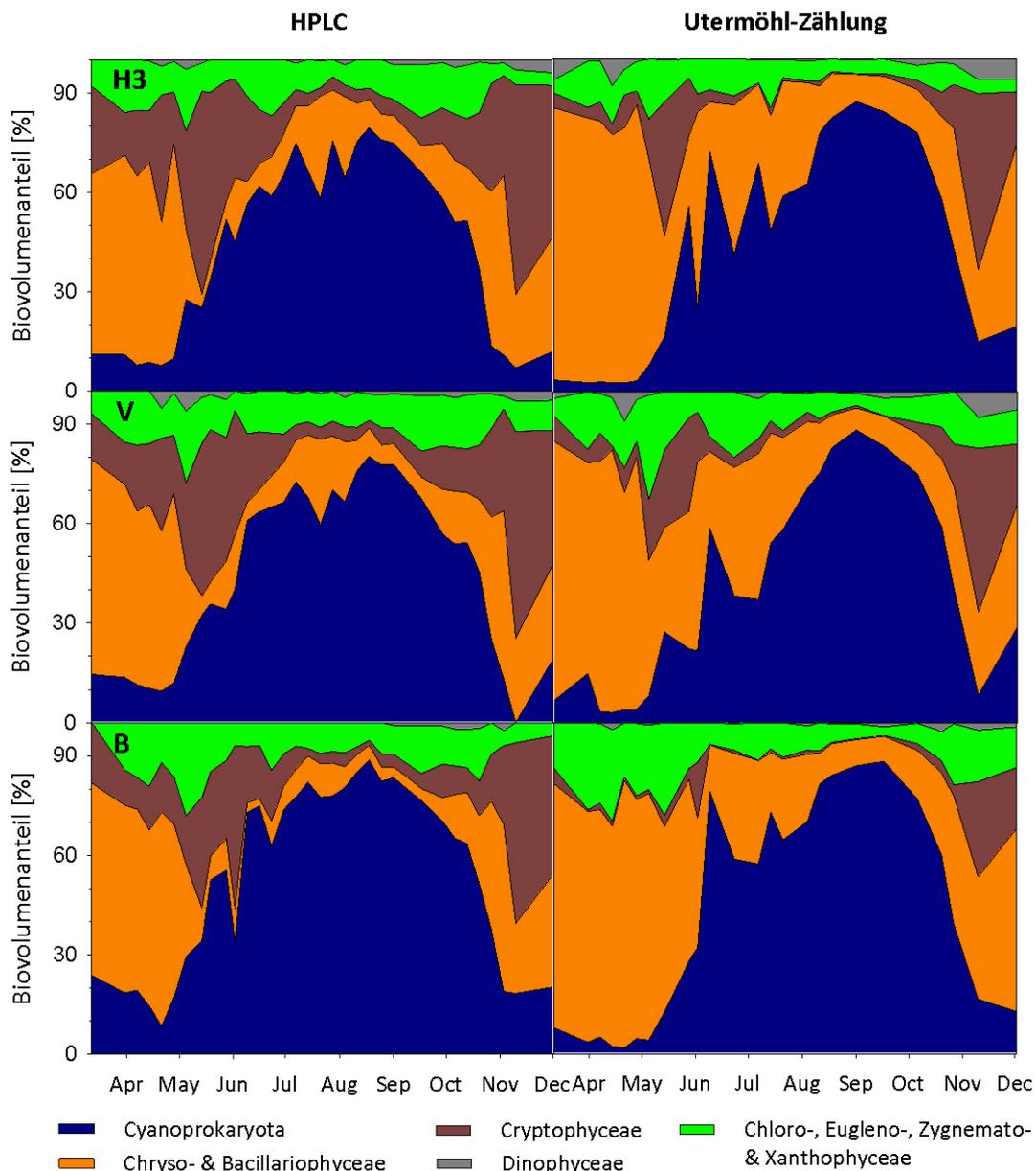
Die Anzahl der quantitativ aufgefunden OTE schwankte bei H3 zwischen 51 (am 7. Juli und 2. Dezember) und 73 (am 14. April und 6. Oktober), bei V zwischen 46 (am 28. Mai) und 76 (am 6. Oktober) und bei B zwischen 41 (am 31. März.) und 63 Taxa (am 28. April und 6. Oktober). Die höchste mittlere OTE-Anzahl hatte V (64), gefolgt von H3 (63) und B (54).

Die allgemein sehr ähnlichen Kurvenverläufe von  $H_s$  und  $E_s$  an den Stellen deuten auf einen stärkeren Zusammenhang der Shannon-Wiener-Indexwerte mit der relativen Abundanz der Taxa als mit der Taxazahl hin. Zur Veranschaulichung kann z. B. der 6. Oktober gewählt werden: obwohl alle drei Stellen an diesem Termin ihre höchsten Taxazahlen aufwiesen, waren die Diversitätswerte aufgrund stark unausgeglichener Individuenzahlen trotzdem verhältnismäßig niedrig.

Von Mitte März bis Mitte Mai betrug die  $H_s$ -Werte der Stellen H3 und V 1,9 bis 2,8 und die der Evenness 0,5 bis 0,7. Ende Mai sank die Diversität auf einen Tiefstwert (H3:  $H_s=0,9$ ,  $E_s=0,2$ ; V:  $H_s=1,3$ ,  $E_s=0,3$ ), nahm jedoch an den Folgeterminen wieder zu. V erreichte im Gegensatz zu H3 einen zweiten Tiefstwert am 9. Juni ( $H_s=1,1$ ,  $E_s=0,3$ ). Am 7. Juli stieg die Diversität bei H3 wieder stark, bei V etwas schwächer, an (H3:  $H_s=2,5$ ,  $E_s=0,6$ ; V:  $H_s=2,0$ ,  $E_s=0,5$ ). H3 erzielte am 14. Juli einen maximalen Diversitätswert ( $H_s=2,8$ ,  $E_s=0,7$ ), während bei V etwas niedrigere Werte ( $H_s=2,3$ ,  $E_s=0,6$ ) vermerkt wurden. V erreichte am 21. Juli das Maximum ( $H_s=2,9$ ,  $E_s=0,7$ ), H3 hingegen das Minimum ( $H_s=0,8$ ,  $E_s=0,2$ ). Von Anfang August bis Ende Oktober (bei H3) bzw. bis Anfang November (bei V) sank die Biodiversität kontinuierlich auf  $H_s=1$  und  $E_s=0,2$  bei H3 bzw.  $H_s=1,1$  und  $E_s=0,3$  bei V. Am 2. Dezember war an beiden Stellen wieder ein leichter Anstieg auf  $H_s=$  je 1,4 und  $E_s=0,4$  bzw. 0,3 zu verzeichnen.

An der Stelle B waren die Index-Werte im Jahresverlauf ausgeglichener und es wurden lediglich an je drei Terminen  $H_s$ -Werte von 2,0 und  $E_s$ -Werte von 0,5 unterschritten. B hatte zwischen Mitte März bis Anfang Mai relativ hohe Diversitäts- ( $H_s=2,4-3,0$ ) und Evennesswerte ( $E_s=0,6-0,8$ ). Von Ende Mai bis Anfang Juni nahm die Diversität von B, ebenfalls wie die der vorgeschalteten Stelle V, auf ein Minimum ( $H_s=0,6$ ;  $E_s=0,2$ ) ab, stabilisierte sich aber von Ende Juni bis Anfang Dezember wieder ( $H_s=2,0-2,6$ ;  $E_s=0,5-0,7$ ). Vor allem von Mitte September bis Anfang Dezember waren die Individuenzahlen der einzelnen Taxa bei B deutlich homogener verteilt als an den Stellen H3 und V.

#### 4.9 Vergleich der Phytoplanktonklassen-Anteile: HPLC versus Zählungen



**Abb. 19: Gesamtbiovolumenanteile der Algenklassen und Cyanoprokaryota nach der HPLC- und Zähl-Methode an den Stellen H3, V und B.**

Für einen übersichtlicheren Vergleich der beiden Analysemethoden wurden jeweils die Chryso-, Bacillario- und Xanthophyceen, sowie die Chloro-, Eugleno- und Zygnematophyceen der Zählergebnisse zusammengefasst, da diese Algenklassen durch das HPLC-Verfahren nicht weiter aufgetrennt wurden.

Sowohl die flüssigchromatographische- (HPLC) als auch die Zählmethode (nach UTERMÖHL 1958) zeigten eine Sukzession von den im Frühjahr häufigen Chryso-/Bacillario- und Cryptophyceen zu den im Sommer dominanten Cyanoprokaryota sowie im Spätherbst wieder verstärkt zu den Crypto- und Chryso-/Bacillariophyceen (Abb. 19). Auch die Abweichungen zwischen den Stellen wiesen bei den HPLC-Ergebnissen einen ähnlichen Verlauf wie bei den Zählungen auf.

Die Ergebnisse der beiden Methoden unterschieden sich hauptsächlich anhand der Gesamtbiovolumenanteile der Crypto-, Bacillario- und Chrysophyceen. Während die Cryptophyceen durch die HPLC-Methode wesentlich stärker repräsentiert waren, hatten die Chryso-/Bacillariophyceen stets geringere GesbioV-Anteile als in den Zählergebnissen. Die GesbioV-Anteile der Chlorophyta und Dinophyceen waren hingegen an allen Stellen sehr ähnlich. Die Cyanoprokaryota wiesen an den Stellen H3 und V einen ähnlichen Verlauf auf, bei B waren die Anteile vor allem im Frühjahr unterschiedlich.

Wilcoxon-Tests wurden durchgeführt, um die Ergebnisse der zwei Methoden auf signifikante Unterschiede zu prüfen. Chryso-/Bacillariophyceen- und Cryptophyceen- GesbioV-Anteile unterschieden sich an allen Stellen signifikant ( $p < 0,01$ ). Ebenso verzeichneten die Chlorophyta- GesbioV-Anteile ( $p < 0,01$ ) an der Stelle H3, sowie die Cyanoprokaryota- und Dinophyceen- GesbioV-Anteile am Standort B signifikante Unterschiede ( $p < 0,01$  bzw.  $p < 0,05$ ). An den Stellen H3 und V wichen die HPLC- und die Zählergebnisse der Cyanoprokaryota und Dinophyceen, bei V und B die der Chlorophyta, nicht signifikant voneinander ab.

Die Chryso-/Bacillariophyceen-GesbioV-Anteile der Zählergebnisse lagen um durchschnittlich 14 % bei H3, 12 % bei V und 17 % bei B über denen der HPLC-Ergebnisse. Die Cryptophyceen hatten hingegen an allen Stellen (H3: 13 %; V: 10 %; B: 12 %), die Chlorophyta bei H3 (2 %) und V (1 %) durchschnittlich niedrigere Zähl- als HPLC-Messwerte, während bei B die Chlorophyta um 2 % höhere mittlere GesbioV-Anteile aufwiesen. Die mittleren Cyanoprokaryota-GesbioV-Anteile der Zählungen nahmen an der Stelle H3 um 1 % höhere, bei V und B um 2 bzw. 7 % niedrigere Werte als bei der HPLC ein. Die GesbioV-Anteile der Dinophyceen waren im Durchschnitt ausgeglichen und hatten bei H3 Abweichungen von 0 bis 8 %, bei V von 0 bis 5 % und bei B von 0 bis 2 %.

#### 4.10 Qualitative Phytoplanktonanalysen

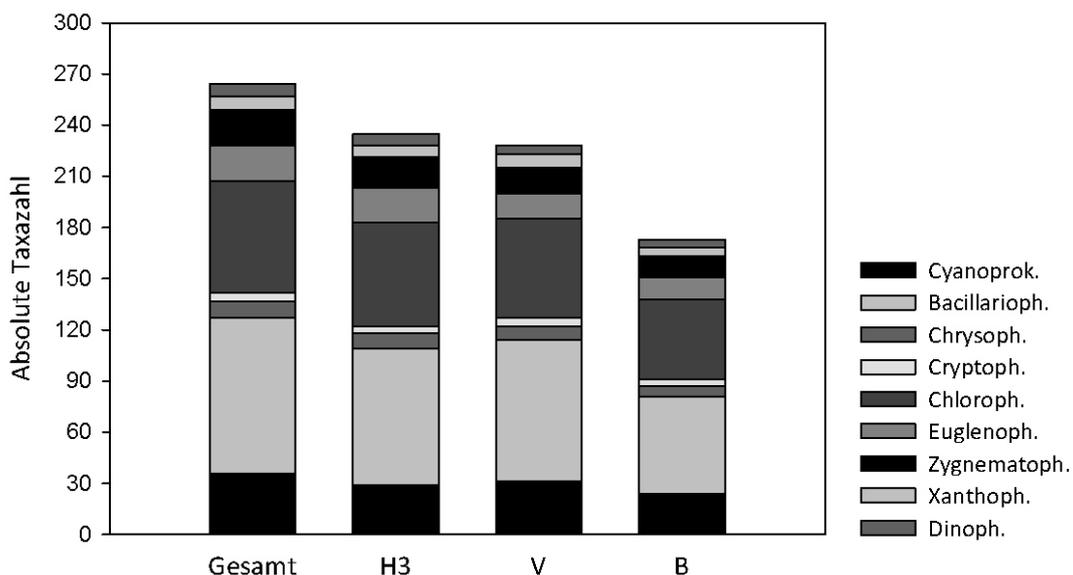


Abb. 20: Taxazahlen der Algenklassen und Cyanoprokaryota an den Stellen H3, V, B und Gesamt (alle Stellen).

**Tab. 6: Taxazahlen der Algenklassen und Cyanoprokaryota sowie deren Anteile an der Gesamttaxazahl der Stellen H3, V, B und Gesamt (alle Stellen).**

|                      | <b>Algenklasse</b> | <b>H3</b> | <b>V</b> | <b>B</b> | <b>Gesamt</b> |
|----------------------|--------------------|-----------|----------|----------|---------------|
| <b>Taxazahl</b>      | Bacillariophyceae  | 80        | 83       | 57       | 91            |
|                      | Chlorophyceae      | 61        | 58       | 47       | 65            |
|                      | Cyanoprokaryota    | 29        | 31       | 24       | 36            |
|                      | Euglenophyceae     | 20        | 15       | 13       | 21            |
|                      | Zygnematophyceae   | 18        | 15       | 12       | 21            |
|                      | Chrysophyceae      | 9         | 8        | 6        | 10            |
|                      | Xanthophyceae      | 7         | 8        | 5        | 8             |
|                      | Dinophyceae        | 7         | 5        | 5        | 7             |
|                      | Cryptophyceae      | 4         | 5        | 4        | 5             |
| <b>rel. Abundanz</b> | Bacillariophyceae  | 34        | 36       | 33       | 34            |
|                      | Chlorophyceae      | 26        | 25       | 27       | 25            |
|                      | Cyanoprokaryota    | 12        | 14       | 14       | 14            |
|                      | Euglenophyceae     | 9         | 7        | 8        | 8             |
|                      | Zygnematophyceae   | 8         | 7        | 7        | 8             |
|                      | Chrysophyceae      | 4         | 4        | 3        | 4             |
|                      | Xanthophyceae      | 3         | 4        | 3        | 3             |
|                      | Dinophyceae        | 3         | 2        | 3        | 3             |
|                      | Cryptophyceae      | 2         | 2        | 2        | 2             |

Durch die Analysen der qualitativen Phytoplanktonproben wurden insgesamt 263 Taxa identifiziert (s. Annex: Tab. 12). Am meisten Taxa wurden an der Stelle H3 gefunden (235), etwas weniger (228) bei V. B wies hingegen eine signifikant ( $p < 0,001$ ) reduzierte Taxazahl (173) gegenüber V auf.

Die Bacillariophyceen hatten mit insgesamt 91 gefundenen Taxa an allen drei Stellen den größten Anteil an der Gesamttaxazahl (33-36 %), gefolgt von den Chlorophyceen mit 65 Taxa und einem Anteil von 25 bis 27 % sowie den Cyanoprokaryota mit 36 Taxa und einem Anteil von 12 bis 14 % an der Gesamttaxazahl (Abb. 20, Tab. 6).

Von den 25 am häufigsten im Unteren Heustadelwasser vorgefundenen Arten, gehörten 6 den Cyanoprokaryota, 16 den Bacillariophyceen und 3 den Chlorophyceen an (Tab. 7). Die relativen Häufigkeiten der Cyanoprokaryota und Bacillariophyceen an den Probenentnahmen lagen am Standort H3 um durchschnittlich 1 bzw. 2% über, die der Chlorophyceen um durchschnittlich 6% unter denen von V. Von den 25 häufigsten Arten traten an der Stelle B die der Cyanoprokaryota um durchschnittlich 4 % (0-9 %), die der Bacillariophyceen um durchschnittlich 32 % (3-64 %) und die der Chlorophyceen um durchschnittlich 21 % (6-45 %) seltener auf als bei V.

Tab. 7: 25 häufigste Phytoplankton taxa aus den qualitativen Analysen an den Stellen H3, V und B.

| Klasse/Familie    | Species                                  | Rel. Abundanz an Probenentnahmen [%] |     |     |
|-------------------|--|--------------------------------------|-----|-----|
|                   |  | H3                                   | V   | B   |
| Cyanoprokaryota   | <i>Microcystis wesenbergii</i>           | 100                                  | 100 | 100 |
|                   | <i>Snowella lacustris</i>                | 100                                  | 97  | 91  |
|                   | <i>Microcystis aeruginosa</i>            | 94                                   | 91  | 91  |
|                   | <i>Woronichinia naegeliana</i>           | 94                                   | 97  | 94  |
|                   | <i>Microcystis flos-aquae</i>            | 89                                   | 91  | 88  |
|                   | <i>Anabaena planctonica</i>              | 78                                   | 76  | 67  |
| Bacillariophyceae | <i>Asterionella formosa</i>              | 100                                  | 100 | 85  |
|                   | <i>Fragilaria capucina</i>               | 100                                  | 100 | 79  |
|                   | <i>Cyclotella radiosa</i>                | 97                                   | 97  | 91  |
|                   | <i>Fragilaria crotonensis</i>            | 97                                   | 94  | 82  |
|                   | <i>Fragilaria ulna var. angustissima</i> | 92                                   | 88  | 85  |
|                   | <i>Aulacoseira granulata</i>             | 89                                   | 85  | 64  |
|                   | <i>Cocconeis pseudolineata</i>           | 89                                   | 97  | 39  |
|                   | <i>Cymbella ehrenbergii</i>              | 86                                   | 91  | 27  |
|                   | <i>Cyclotella ocellata</i>               | 83                                   | 79  | 61  |
|                   | <i>Navicula oblonga</i>                  | 83                                   | 82  | 18  |
|                   | <i>Nitzschia sigmaidea</i>               | 83                                   | 76  | 30  |
|                   | <i>Cyclotella meneghiniana</i>           | 81                                   | 79  | 64  |
|                   | <i>Cymatopleura solea</i>                | 78                                   | 82  | 48  |
|                   | <i>Fragilaria construens</i>             | 78                                   | 67  | 30  |
|                   | <i>Cymbella caespitosa</i>               | 75                                   | 67  | 21  |
|                   | <i>Stauroneis phoenicenteron</i>         | 75                                   | 79  | 18  |
| Chlorophyceae     | <i>Pediastrum duplex</i>                 | 92                                   | 100 | 94  |
|                   | <i>Pediastrum boryanum</i>               | 86                                   | 88  | 76  |
|                   | <i>Scenedesmus quadricauda</i>           | 83                                   | 91  | 45  |

## 5 DISKUSSION

### 5.1 Statistische Analysen

#### 5.1.1 Indikatorartenanalyse

Die Höhe von, mittels Indikatorartenanalyse (ISA, Indicator Species Analysis) berechneten, Indikatorwerten hängt sowohl von den relativen Abundanzen der Taxa, als auch von deren Frequenz an einer Stelle ab. Ein maximaler Indikatorwert von 100 % würde das ausschließliche Auftreten eines Taxons an einem Standort sowie dessen Vorkommen in allen quantitativen Proben bedeuten (DUFRÉNE & LEGENDRE 1997).

Aus der Analyse resultierten insgesamt 30 signifikante ( $p < 0,05$ ) Indikator taxa (Tab. 8). Der sich im Unteren Heustadelwasser befindende Standort H3 beherbergte am meisten Indikator taxa (19), der Standort V etwas weniger (11).

An der Stelle B (nach der Bodenfilterpassage des Wassers von V) wurden hingegen gar keine signifikanten Taxa gefunden, da nur ebenso bei V auftretende Taxa in den Bodenfilter gelangen konnten und es durch den Filter zu einem deutlichen Biovolumen-Rückhalt (um 57 %) kam. Wegen des relativ gröbkörnigen Filtergranulats (2/5) konnten zwar viele kleine bis mittel große Algen den Filter passieren, allerdings zerfielen einige Kolonien, wie z. B. die von *Uroglena* sp., *Synura* sp. und *Microcystis flos-aquae*. Ein Biovolumen-Rückhalt von  $>90$  % betraf v. a. Kolonien von *Fragilaria capucina* (5, 22, 38  $\mu\text{m}$  Breite), *Dinobryon* sp., *Asterionella formosa* und *Aulacoseira granulata* sowie größere Arten, wie z. B. *Ulnaria delicatissima* var. *angustissima* ( $>200$   $\mu\text{m}$ ), *Stauroneis phoenicenteron*, *Ceratium hirundinella*, aber auch *Cryptomonas erosa* (groß). Kleine Chlorophyceen (z. B. *Kirchneriella* sp., *Scenedesmus* sp., *Oocystis* sp.) sowie diverse Cyanoprokaryota (*Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa*, *M. viridis* und *Chroococcus* sp.) verzeichneten hingegen nur mittlere Biovolumen-Verluste von maximal 45 %.

Die Unterschiede zwischen H3 und V bezüglich Gesamtbiovolumina und Artenzusammensetzung liegen v. a. darin begründet, dass H3 in der Mitte des Gewässers an der Wasseroberfläche beprobt wurde, während die Neptunanlage für die Verrieselung (V) bodennahes Wasser in Ufernähe durch einen Vorfilter aus Grobkies ansaugte.

An der Stelle H3 sind von den OTE mit den zehn höchsten Indikatorwerten sieben durch Mobilität gekennzeichnet. Chrysoflagellaten vier verschiedener Größenklassen (4, 5, 6 und 8  $\mu\text{m}$  L) wiesen bei H3 die höchsten Indikatorwerte (56-61 %) mit Frequenzen zwischen 92 und 100 % sowie relativen Häufigkeiten zwischen 58 und 61 % auf. Chrysophyceae erreichten 2008 bei H3 allgemein höhere Biovolumina als bei V, was vermutlich an der Fähigkeit vieler Gattungen (z. B. *Uroglena* sp.), phototaktisch zur Wasseroberfläche zu migrieren liegt (SANDGREN 1988). Auch Dinoflagellaten wie das Indikator taxum *Peridinium* sp. (klein) werden als positiv phototaktisch (POLLINGHER 1988) angesehen. *Peridinium* sp. wurde an der Stelle H3 zwar etwas häufiger als bei V aufgefunden, verzeichnete

jedoch im Jahresverlauf insgesamt nur eine geringe Frequenz und somit einen geringeren Indikatorwert. Die Indikatorart *Microcystis aeruginosa* flotierte, wie viele Cyanoprokaryota, durch die Einlagerung von Gasvesikeln an der Wasseroberfläche (REYNOLDS et al. 1987, WALSBY 1994, OLIVER & GANF 2000), weshalb sie bei H3 etwas häufiger anzutreffen war. Dass gaseinlagernde Cyanoprokaryota dennoch häufig an der Stelle V auftraten, lag neben Turbulenzen im Gewässer wahrscheinlich an dem, von BROOKES et al. (2000) beschriebenen, unterschiedlichen Auftrieb verschiedener *M. aeruginosa*-Kolonien durch eine große Heterogenität an Gasvesikelvolumina und metabolischen Aktivitäten.

Am Standort V wurden insgesamt weniger aufschwimmende Taxa, hingegen v. a. in den qualitativen Phytoplanktonproben mehr benthische Bacillariophyceen erhoben. Aber auch quantitativ hatten nicht oder wenig mobile Bacillario- und Chlorophyceen bei V im Jahresverlauf eine etwas höhere relative Abundanz als bei H3. Die höchsten Indikatorwerte an der Stelle V verzeichneten *Nitzschia acicularis* (48 µm L), *Pediastrum tetras* und *Scenedesmus quadricauda* (klein) mit 55, 52 und 49 %. Während *Nitzschia acicularis* (48 µm L) bei V deutlich häufiger (72 %) als an den anderen Stellen aufzufinden war, hatte *Scenedesmus quadricauda* (klein) hingegen nur um 8 % höhere relative Abundanzen als bei H3.

An der Stelle H3 traten zwei Cryptophyceen (*Cryptomonas marssonii* groß und klein) häufiger auf, an der Stelle V eine (*Cryptomonas* sp. klein). Cryptomonaden werden allgemein als schwachlichtadaptiert angesehen. Sie sind in trübere Gewässern häufiger und suchen aktiv eher tiefere Gewässerschichten auf (REYNOLDS 1986, KLAIVENESS 1988).

Beide Stellen beherbergten nicht mobile Indikatortaxa verschiedener Größenklassen wie *Cyclotella* sp. (9 und 14 bzw. 11 µm Ø) und *Fragilaria capucina* (22 bzw. 38 µm L und sehr klein) sowie diverse Chlorophyceen. Dies kann mit auftretenden Turbulenzen im seichten nicht stabil geschichteten Gewässer in Zusammenhang gebracht werden.

**Tab. 8: Signifikante (p<0,05) Indikatorarten aus der Indikatorartenanalyse.**

IndWert >50 % wurden fett hervorgehoben; Abkürzungen: L (Länge), IndWert (Indikatorwert), Signif. (Signifikanz).

| Stelle                         | OTE                             | Größen-Kategorie     | Abkürzung | Indwert (IV) [%] | Signif. |
|--------------------------------|---------------------------------|----------------------|-----------|------------------|---------|
| <b>H3</b>                      | <i>Chrysoflagellat</i>          | klein (5 µm L)       | Chrkl     | <b>61,4</b>      | 0,002   |
|                                | <i>Chrysoflagellat</i>          | mittel (6 µm L)      | Chrmi     | <b>61,3</b>      | 0,001   |
|                                | <i>Chrysoflagellat</i>          | groß (8 µm L)        | Chrgr     | <b>57,9</b>      | 0,002   |
|                                | <i>Chrysoflagellat</i>          | winzig (4 µm L)      | Chrwi     | <b>55,8</b>      | 0,002   |
|                                | <i>Cyclotella</i> sp.           | klein (14 µm ø)      | Cyckl     | 49,7             | 0,002   |
|                                | <i>Microcystis aeruginosa</i>   |                      | Micrae    | 49,5             | 0,035   |
|                                | <i>Cryptomonas marssonii</i>    | groß                 | Crmagr    | 49,1             | 0,002   |
|                                | <i>Cyclotella</i> sp.           | winzig (9 µm ø)      | Cycwi     | 49,0             | 0,008   |
|                                | <i>Cryptomonas marssonii</i>    | klein                | Crmakl    | 48,3             | 0,025   |
|                                | <i>Fragilaria</i> sp.           | sehr klein (40 µm L) | Frask     | 46,4             | 0,022   |
|                                | <i>Dictyosphaerium</i> sp.      |                      | Dicty     | 46,0             | 0,037   |
|                                | <i>Pediastrum boryanum</i>      |                      | Pedbo     | 41,7             | 0,040   |
|                                | <i>Scenedesmus magnus</i>       |                      | Scema     | 41,4             | 0,040   |
|                                | <i>Peridinium</i> sp.           | klein                | Per       | 39,4             | 0,010   |
|                                | <i>Nephrocytium agardhianum</i> |                      | Nepag     | 35,7             | 0,010   |
|                                | <i>Scenedesmus acuminatus</i>   |                      | Sceac     | 33,7             | 0,008   |
|                                | <i>Monoraphidium irregulare</i> |                      | Monir     | 31,1             | 0,019   |
|                                | <i>Fragilaria capucina</i>      | klein (22 µm L)      | Fracak    | 28,1             | 0,003   |
| <i>Monoraphidium contortum</i> | sehr groß                       | Mocosg               | 19,0      | 0,024            |         |
| <b>V</b>                       | <i>Nitzschia acicularis</i>     | klein (48 µm L)      | Nitzac    | <b>54,5</b>      | 0,001   |
|                                | <i>Pediastrum tetras</i>        |                      | Pedte     | <b>52,1</b>      | 0,007   |
|                                | <i>Scenedesmus quadricauda</i>  | klein                | Scequ     | 48,8             | 0,004   |
|                                | <i>Cyclotella</i> sp.           | sehr klein (11 µm ø) | Cyckl     | 42,6             | 0,027   |
|                                | <i>Pediastrum duplex</i>        |                      | Peddu     | 42,0             | 0,029   |
|                                | <i>Scenedesmus ecornis</i>      | klein                | Sceec     | 41,7             | 0,048   |
|                                | <i>Nitzschia</i> sp.            | sehr klein           | Nitzk     | 40,7             | 0,003   |
|                                | <i>Monoraphidium contortum</i>  |                      | Moncon    | 37,9             | 0,016   |
|                                | <i>Cryptomonas</i> sp.          | klein                | Crypkl    | 30,7             | 0,045   |
|                                | <i>Fragilaria capucina</i>      | mittel (38 µm L)     | Fracami   | 21,5             | 0,021   |
|                                | <i>Fragilaria capucina</i>      | sehr klein           | Fracask   | 14,0             | 0,044   |

## 5.1.2 Redundanzanalyse

Tab. 9: Ergebnisse der Redundanzanalyse.

Ladungen der Funktionen  $\geq \pm 0,4$  wurden fett hervorgehoben; In... zuvor durchgeführte In-Transformation.

|  | Achse 1          | Achse 2       | Achse 3       | Achse 4 |        |
|--|------------------|---------------|---------------|---------|--------|
| Eigenwerte   | 0,21             | 0,027         | 0,011         | 0,001   |        |
| Taxa-Umwelt Korrelationen                              | 0,607            | 0,639         | 0,341         | 0,14    |        |
| Kum. Varianz [%]                                       |                  |               |               |         |        |
| - der Taxa-Daten                                       | 21               | 23,7          | 24,8          | 24,9    |        |
| - der Taxa-Umwelt-Beziehungen                          | 84,2             | 95,1          | 99,5          | 100     |        |
| <b>Parameter</b>                                       | <b>Abkürzung</b> |               |               |         |        |
| pH-Wert [-log H <sup>+</sup> ]                         | pH               | <b>-0,502</b> | -0,092        | -0,015  | 0,076  |
| Sauerstoffsättigung [mg l <sup>-1</sup> ]              | O <sub>2</sub>   | <b>-0,457</b> | 0,145         | -0,206  | -0,019 |
| ln (gelöster reaktiver Phosphor) [µg l <sup>-1</sup> ] | SRP              | <b>0,456</b>  | 0,240         | -0,148  | 0,045  |
| Wassertemperatur [°C]                                  | Temp             | -0,025        | <b>-0,614</b> | -0,093  | 0,005  |

Anhand einer Redundanzanalyse (RDA, Redundancy Analysis) wurden Zusammenhänge zwischen den 30 Indikatortaxa (aus der ISA) mit vier, per „Vorwärts-Selektion“ ausgewählten, signifikanten ( $p < 0,05$ ) Umweltparametern ermittelt. Insgesamt können 100 % der Taxa-Umwelt-Beziehungen durch die ersten vier signifikanten Achsen erklärt werden (Tab. 9). Alle vier Umweltparameter werden am höchsten auf die ersten zwei Achsen geladen, welche zusammen einen Anteil von 95 % an der Gesamtvarianz ergeben. Der pH-Wert und die Sauerstoffkonzentration korrelieren negativ, SRP hingegen positiv mit der ersten RDA-Achse (84 %), während die Wassertemperatur einen negativen Zusammenhang mit der zweiten Achse (11 %) aufweist.

Die durchgeführte RDA gewährleistet einen allgemeinen Überblick bezüglich Zusammenhängen zwischen Phytoplanktontaxa und Umweltgradienten (Abb. 21). Allerdings wurden insgesamt 263 Taxa qualitativ und 149 OTE quantitativ identifiziert und die Dynamik der Artenzusammensetzung höchst wahrscheinlich von vielen verschiedenen, zum Teil interagierenden Faktoren kontrolliert (vgl. u. a. REYNOLDS 1986). Diese konnten nicht zur Gänze in dieser Arbeit berücksichtigt werden (z. B. Strahlung, Fraßdruck etc.).

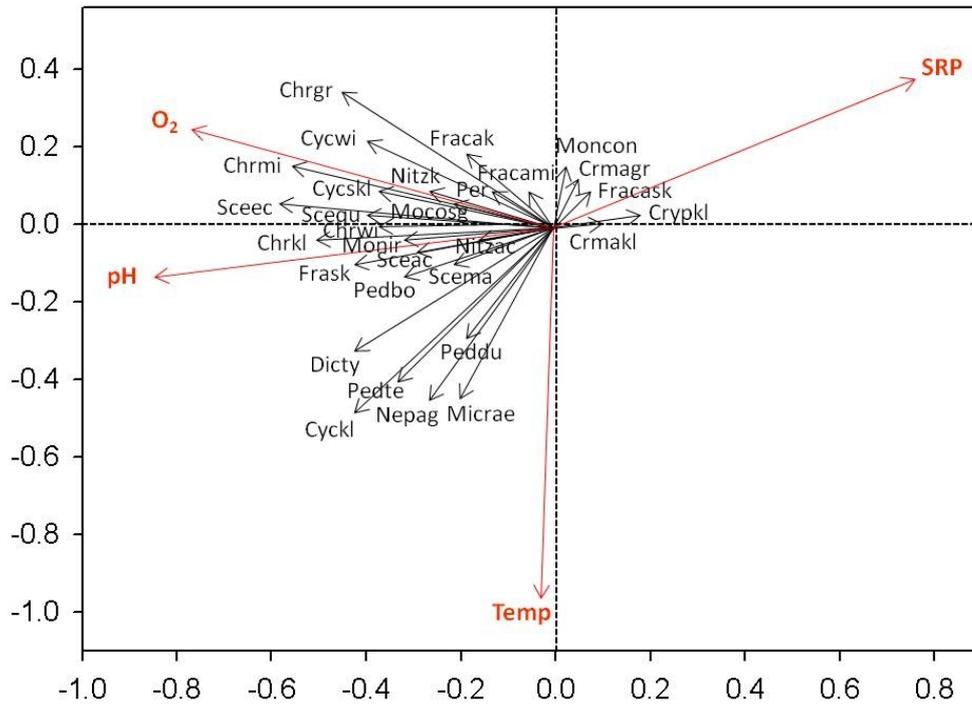
Die im Frühling häufiger aufgetretenen OTE *Chrysoflagellat* (mittel), *Cyclotella* sp. (sehr klein), *Nitzschia* sp. (klein), *Cyclotella* sp. (winzig) und *Chrysoflagellat* (groß) korrelieren stark mit hohen Sauerstoff-Konzentrationen. Diese wurden, wie in der gemäßigten Zone üblich, häufiger im Frühling bei steigender Primärproduktion und somit Photosynthese sowie, verglichen mit den Sommermonaten, noch geringeren Respirationsraten und Sauerstoffzehrungen gemessen (SCHWOERBEL & BRENDLBERGER 2005).

Verstärkt im Hochsommer bei maximalen Phytoplanktonbiovolumina auftretende OTE, wie *Chrysoflagellat* (klein), *Monoraphidium irregulare*, *Fragilaria* sp. (sehr klein), *Scenedesmus acuminatus*, *Pediastrum boryanum* sowie *Scenedesmus magnus*, sind deutlich positiv mit dem pH-Wert und negativ mit SRP assoziiert, da der pH-Wert mit zunehmender Primärproduktionsrate und CO<sub>2</sub>-Konsumation etwas anstieg, während der limitierende Nährstoff SRP fast gänzlich aufgebraucht wurde. *Scenedesmus ecornis* (klein), *S. quadricauda* (klein), *Monoraphidium contortum* (sehr groß) und *Chrysoflagellat* (winzig), welche im Frühling und Sommer abundanter waren, korrelieren sowohl stark positiv mit dem pH-Wert und der O<sub>2</sub>-Konzentration, als auch negativ mit SRP.

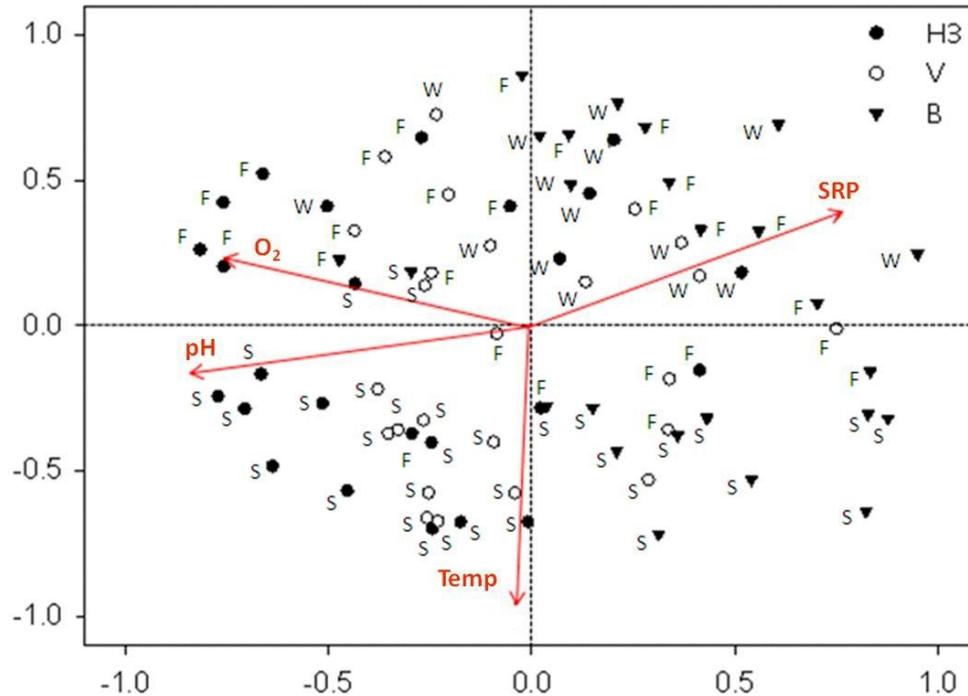
*Microcystis aeruginosa*, *Nephrocytium agardhianum* und *Pediastrum duplex* verzeichneten einen stark positiven Zusammenhang mit der Temperatur und einen negativen mit SRP. *Pediastrum tetras*, *Cyclotella* sp. (klein) und *Dictyosphaerium* sp. waren positiv mit der Temperatur und dem pH-Wert und zudem stark negativ mit SRP assoziiert. Höhere Wassertemperaturen ( $\geq 15^{\circ}\text{C}$ ) fördern nach REYNOLDS (1988) ein Wachstum von K- und w-Strategen. Chlorophyceen erreichen nach HAPPEY-WOOD (1988) ihr maximales Wachstum meist im Sommer bei Warmwasserbedingungen. *Microcystis aeruginosa* korreliert am stärksten mit der Temperatur, da *Microcystis* sp. einen überdurchschnittlich hohen Temperaturkoeffizienten (Q<sub>10</sub>-Wert) und eine höhere Wachstumsminimumtemperatur als die meisten Cyanoprokaryota aufweist (ROBARTS & ZOHARY 1987). Nach OLIVER & GANF (2000) ist der Metabolismus von *Microcystis* sp. bei  $< 8$  bis  $12^{\circ}\text{C}$  herabgesetzt, in vitro-Versuche von OTSUKA et al. (1999) ergaben kein Wachstum bei  $10^{\circ}\text{C}$ .

Die nach SOMMER (1983) höhere Nährstoffkonzentrationen bevorzugenden Cryptomonaden (*Cryptomonas marssonii* klein und groß, *Cryptomonas* sp. klein) sowie *Fragilaria capucina* (sehr klein) waren im Frühjahr und Herbst bei erhöhten SRP-Konzentrationen und niedrigeren pH-Werten etwas abundanter. Deshalb steht der schwachlicht- und kälteadaptierte r-Strategie *Cryptomonas marssonii* (groß) auch in einem negativen Zusammenhang mit der Temperatur (REYNOLDS 1986, KLAVENESS 1988). *Fragilaria capucina* (mittel) und *Monoraphidium contortum* wiesen bei niedrigen Temperaturen ebenso etwas höhere Abundanzen auf. *Fragilaria capucina* (klein) war sowohl positiv mit der O<sub>2</sub>-Konzentration als auch negativ mit der Temperatur assoziiert. Bacillariophyceen sind ebenfalls als wenig kälteempfindlich (SOMMER 1988) zu bezeichnen. Der r-Strategie *Monoraphidium contortum* gilt als tolerant gegenüber Temperatur- und Lichtfluktuationen (REYNOLDS 1988).

Die Darstellung der Stellen und Umweltparameter (Abb. 22) ergab, neben einer Veranschaulichung der jahreszeitlichen Aspekte, eine Abgrenzung der Stelle B von H3 und V anhand von höheren SRP- sowie niedrigeren pH- und O<sub>2</sub>-Werten. Der Parameter Temperatur bewirkte eine Auftrennung der Stellen entlang der zweiten Achse nach Winter- und Frühjahrs- sowie Sommerterminen.



**Abb. 21: RDA-Biplot der Indikatortaxa und Umweltparameter.**  
Abkürzungen für Taxa siehe Tab. 8.



**Abb. 22: RDA-Biplot der Stellen und Umweltparameter.**  
Abkürzungen für Umweltparameter siehe Tab. 9., F („Frühjahr“: vom 12. März bis 28. Mai),  
S („Sommer“: vom 2. Juni. bis 17. September.), W („Winter“: vom 6. Oktober bis 2. Dezember).

### 5.1.3 Diskriminanzanalyse

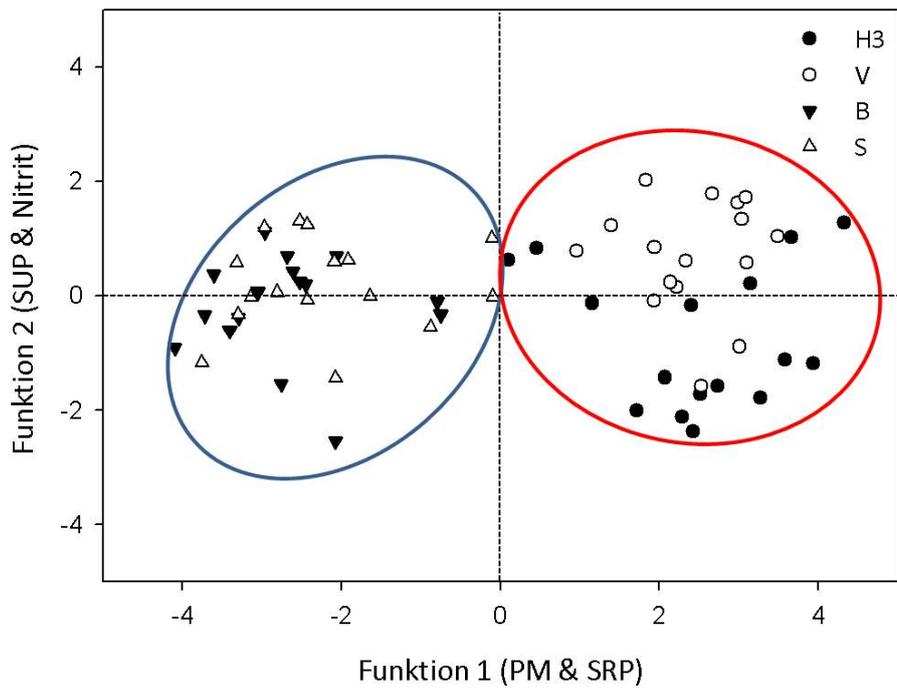
**Tab. 10: Ergebnisse der Diskriminanzanalyse.** Ladungen der Funktionen  $> \pm 0,6$  wurden fett hervorgehoben. Die Präfixe der Variablen symbolisieren der Analyse vorangegangene Transformationen.

|  |                                      | Diskriminanzfunktion |              |               |
|--|--------------------------------------|----------------------|--------------|---------------|
|  |                                      | 1                    | 2            | 3             |
| Eigenwert  |                                      | 6,43                 | 0,30         | 0,11          |
| Gesamtvarianz [%]                                  |                                      | 94,1                 | 4,3          | 1,6           |
| Wilks' Lambda                                      |                                      | 0,094                | 0,698        | 0,904         |
| Signifikanz  |                                      | <0,001               | 0,324        | 0,685         |
| Parameter  | Abkürzung                            |                      |              |               |
| pH-Wert [-log H <sup>+</sup> ]                     | pH                                   | <b>0,641</b>         | -0,395       | <b>-0,701</b> |
| Sauerstoff [mg l <sup>-1</sup> ]                   | O <sub>2</sub>                       | -0,221               | 0,003        | <b>1,587</b>  |
| Gelöster reakt. Phosphor [µg l <sup>-1</sup> ]     | ln (SRP)                             | <b>-0,896</b>        | <b>0,687</b> | 0,017         |
| Gelöster unreakt. Phosphor [µg l <sup>-1</sup> ]   | 1/ (SUP)                             | 0,150                | <b>1,061</b> | -0,379        |
| Nitrit-N [µg l <sup>-1</sup> ]                     | ln (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N) | 0,586                | <b>1,222</b> | 0,589         |
| Nitrat-N [µg l <sup>-1</sup> ]                     | NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N      | -0,502               | -0,573       | -0,462        |
| Ammonium-N [µg l <sup>-1</sup> ]                   | ln (NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> -N) | 0,321                | 0,133        | -0,281        |
| Partikuläres anorg. Material [mg l <sup>-1</sup> ] | √ (PIM)                              | <b>0,657</b>         | 0,421        | -0,075        |
| Partikuläres org. Material [mg l <sup>-1</sup> ]   | ln (POM)                             | <b>-0,843</b>        | 0,314        | -0,264        |
| Chlorophyll-a [µg l <sup>-1</sup> ]                | Chl-a                                | 0,378                | -0,141       | 0,185         |

Durch die Diskriminanzanalyse (DA, Discriminant Analysis) wurden insgesamt 72 % der Stellen H3, V, B und S anhand von zehn ausgewählten Parametern korrekt klassifiziert. Bis auf einen Termin fand lediglich zwischen Werten der sich sehr ähnelnden Stellenpaare H3 und V (vor dem Filter) sowie B und S (nach dem Filter) eine falsche Zuordnung statt. An der Stelle H3 wurden 63 % der Termine richtig und 31 bzw. 6 % (ein Wintertermin) irrtümlich V bzw. S zugeordnet. Die Termine von V verzeichneten zu 87 % eine korrekte Gruppenzuordnung, lediglich 13 % der Werte wurden inkorrektweise zu H3 gezählt. Da sich S nur durch den Zufluss des P-Adsorbers (P) von B unterscheidet, wiesen je 69 % der Termine eine richtige und je 31 % eine irrtümliche Zuordnung (zu S bzw. B) auf.

Aus der Analyse resultierten aufgrund der Gruppenanzahl (Stellen) drei Diskriminanzfunktionen (G-1). Die erste Funktion ist höchst signifikant ( $p < 0,001$ ), besitzt mit einem Wilks' Lambda-Wert von 0,09 die größte Trennkraft und erklärt 94 % der Gesamtvarianz, die anderen beiden nicht signifikanten ( $p > 0,05$ ) Funktionen hingegen nur noch 4 % bzw. 2 % (Tab. 10).

Die auf die erste Diskriminanzfunktion geladenen Parameter SRP, PM (POM und PIM) und pH-Wert trugen am stärksten zur Auftrennung der Stellenpaare B/S und H3/V bei (Abb. 23), da B und S übers Jahr niedrigere POM-, PIM- und pH-Werte sowie höhere SRP-Konzentrationen als die Stellen H3 und V aufwiesen. Zudem V wurde durch die zweite Funktion bis auf zwei Termine (am 23. Juni und 7. Juli) deutlich von H3 abgegrenzt, da V im Jahresdurchschnitt höhere Nitrit-N-, SUP- und SRP-Werte als H3 erreichte.



**Abb. 23: Klassifizierung der Stellen vor (H3 und V) und nach dem Bodenfilter (B und S) durch die ersten zwei Diskriminanzfunktionen.**

## 5.1.4 Hauptkomponentenanalyse

**Tab. 11: Rotierte PCA-Faktorladungsmatrix.**

Die vier Faktoren wurden nach ihren höchsten Ladungen benannt und ihre Anteile an der Gesamtvarianz angeführt; Ladungen  $>\pm 0,5$  sind fett hervorgehoben; Die Präfixe der Variablen symbolisieren der Analyse vorangegangene Transformationen. Abkürzungen und Einheiten siehe Tab. 4 bzw. Tab. 10; Taxazahl S (qualitativ bestimmte Taxa pro Stelle), Biovolumina der Phytoplanktonklassen [ $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$ ], Chlorophyta u. a. (Chloro-, Eugleno-, Zygnemato- & Xanthophyceae).

| Parameter                | pH, Nährstoffe & Biodiversität (27 %) | Biomasse (27 %) | Ammonium & Nitrit (15 %) | Temperatur (11 %) |
|--------------------------|---------------------------------------|-----------------|--------------------------|-------------------|
| pH                       | <b>0,863</b>                          | 0,174           | 0,047                    | 0,059             |
| ln (Chrysoph.)           | <b>0,841</b>                          | 0,066           | 0,108                    | 0,251             |
| Bacillarioph.            | <b>0,822</b>                          | 0,001           | 0,014                    | -0,003            |
| $\text{NO}_3^-$ -N       | <b>-0,783</b>                         | -0,260          | -0,202                   | 0,273             |
| ln (SRP)                 | <b>-0,704</b>                         | -0,434          | -0,070                   | 0,037             |
| Taxazahl S               | <b>0,701</b>                          | 0,338           | 0,128                    | 0,271             |
| Chlorophyta u.a.         | <b>0,678</b>                          | <b>0,545</b>    | -0,005                   | -0,131            |
| ln (Cyanoprok.)          | 0,215                                 | <b>0,926</b>    | 0,008                    | -0,111            |
| Chl-a                    | 0,418                                 | <b>0,858</b>    | 0,007                    | -0,046            |
| LF                       | -0,110                                | <b>-0,838</b>   | 0,251                    | -0,264            |
| SRSi                     | -0,144                                | <b>0,813</b>    | -0,159                   | 0,436             |
| ln (POM)                 | 0,490                                 | <b>0,809</b>    | -0,072                   | -0,169            |
| TP                       | 0,265                                 | <b>0,760</b>    | 0,146                    | -0,353            |
| ln ( $\text{NO}_2^-$ -N) | -0,129                                | -0,111          | <b>0,873</b>             | 0,051             |
| ln ( $\text{NH}_4^+$ -N) | 0,170                                 | -0,024          | <b>0,831</b>             | 0,281             |
| ln (Cryptoph.)           | 0,470                                 | 0,061           | <b>0,741</b>             | 0,057             |
| 1/(SUP)                  | -0,077                                | 0,156           | <b>-0,723</b>            | <b>0,587</b>      |
| $\sqrt{\text{Dinoph.}}$  | 0,268                                 | 0,208           | 0,202                    | <b>0,737</b>      |
| Temperatur               | 0,042                                 | 0,338           | -0,098                   | <b>-0,737</b>     |

Die aus der PCA resultierenden vier Faktoren haben zusammen einen Erklärungswert von 80 % an der Gesamtvarianz. Die ersten zwei Faktoren erklären jeweils 27 %, der dritte Faktor 15 % und der vierte Faktor 11 % der Varianz (Abb. 24). Die Zuordnung der einzelnen Variablen zu den Faktoren erfolgte anhand der rotierten Faktorladungsmatrix, wobei jeweils Ladungen  $>\pm 0,5$  für weitere Interpretationen berücksichtigt wurden.

Die auf den ersten Faktor („pH, Nährstoffe & Diversität“) positiv geladenen Phytoplanktonklassen machten im Jahr 2008 qualitativ insgesamt 82 %, quantitativ 81 % der Gesamttaxa bzw. Gesamt-OTE-Zahl aus. In den qualitativen Analysen stellten die Bacillariophyceen mit einem Anteil von 34 % an der Gesamttaxazahl die taxareichste Klasse dar, quantitativ lagen sie an zweiter Stelle (27 %). Neben planktischen wurden auch einige Taxa mit benthischer Lebensweise bestimmt. Diese gelangten vermutlich durch die häufigen Gewässerzirkulationen ins Plankton bzw. durch die Bodennähe der Wasseransaugstelle für die Neptunanlage vermehrt zum Standort V. Des Weiteren trugen besonders die Chlorophyceen, welche allgemein durch eine hohe Diversität an Zellorganisation, Morphologie

und Reproduktion charakterisiert sind (HAPPEY-WOOD 1988), mit Anteilen von 25 % an der Gesamt-taxazahl bzw. 32 % an der Gesamt-OTE-Zahl wesentlich zur Diversität bei, erreichten quantitativ aber nur geringe Biovolumina. Eugleno- und Zygnetomophyceae ergaben zusammen 16 % der Gesamt-taxa- und 11 % der Gesamt-OTE-Zahl, traten aber ebenfalls nur in geringen Häufigkeiten auf. Im Gegensatz dazu waren in den qualitativen Proben kleine Arten wie z. B. Vertreter der Cryptomonaden infolge einer Größenselektion durch die Maschenweite des Phytoplanktonnetzes (30 µm) stark unterrepräsentiert, quantitativ aber v. a. im Frühjahr bzw. Herbst bedeutsamer.

Die zu Jahresbeginn und im Spätherbst abundanteren Algenklassen stehen in einem negativen Zusammenhang zu den essenziellen Algennährstoffen Nitrat-N und SRP. Diese wurden nämlich rasch von Phytoplanktern wie Chryso- und Bacillariophyceen, welche allgemein als gute Konkurrenten um Nährstoffe angesehen werden (SOMMER 1988, SANDGREN 1988), aufgebraucht. Der pH-Wert korreliert ebenfalls stark positiv mit der ersten Achse. Die Stelle H3 verzeichnete im April (8,4) sowie von Ende Juni bis Ende September (8,2-8,7) die höchsten pH-Werte infolge gesteigerter Primärproduktionsraten. V hatte zwar signifikant niedrigere pH-Werte, aber einen ähnlichen saisonalen Kurvenverlauf wie H3. Dass der pH-Wert dennoch nur schwach mit dem zweiten Faktor korreliert, liegt vermutlich an den pH-Maxima der Neptunanlagenstelle B, welche im Frühling (max. 7,8 -8,0) und vom Spätsommer bis zum Winter (max. 7,8-7,9) auftraten.

Der zweite Faktor („Biomasse“) wird durch die Parameter TP, POM, Chl-a sowie die das Jahresbiovolumen dominierenden Cyanoprokaryota charakterisiert. Zuvor durchgeführte Regressionen und Spearman-Rangkorrelationen von Chl-a mit POM ( $R^2=0,91$  bzw.  $rs=0,95$ ) sowie von Chl-a mit TP ( $R^2=0,67$  bzw.  $rs=0,82$ ) hatten ebenfalls höchst signifikante ( $p<0,001$ ) Zusammenhänge ergeben. Daraus wird ersichtlich, dass das Phytoplankton im Jahresverlauf 2008 einen erheblichen Anteil am POM und am TP ausmachte, während Zooplankton, Detritus, heterotrophe Flagellaten etc. quantitativ untergeordnete Rollen spielten. SRSi nahm veranlasst durch Dotations- und Grundwassereinflüsse sowie Rücklösungen nach Abnahme der Chryso- und Bacillariophyceen-Bestände, von Ende Juni bis Anfang September rapide zu. Alle positiv mit dem zweiten Faktor korrelierenden Parameter erreichten Ende August/Anfang September maximale Anstiege. Chloro-, Eugleno-, Zygneto- und Xanthophyceae korrelieren ebenfalls leicht positiv mit dem zweiten Faktor, da sie neben einem etwas erhöhten Chlorophyceen-Aufkommen im April sowie Ende Oktober, auch von Anfang Juli bis Mitte September (parallel zu den Cyanoprokaryota) häufiger auftraten. Die negativ auf den zweiten Faktor geladene Leitfähigkeit verzeichnete hingegen vom 21. Juli bis 13. Oktober v. a. aufgrund von höheren Wasserständen und infolge geringerem Grundwassereinfluss eine um  $>100 \mu\text{S cm}^{-1}$  verringerte mittlere Leitfähigkeit verglichen mit den Frühjahrs- und Spätherbstterminen.

Ammonium-N, Nitrit-N, SUP und Cryptophyceen-Biovolumina charakterisieren den dritten Faktor („ $\text{NH}_4^+$  &  $\text{NO}_2^-$ “). Nitrit-N erreichte einen Höchstwert Ende April (bei H3 und V). Die Cryptophyceen-Biovolumina und SUP-Konzentrationen registrierten hingegen bei H3 und V deutliche Anstiege im Mai. Ammonium-N wies größtenteils nur geringe Werte auf, war aber wie alle auf den dritten Faktor

geladenen abiotischen Parameter durch einen starken Anstieg im Herbst (ab Oktober) infolge erhöhter Abbauleistungen geprägt. Auch bei den Cryptophyceen-Biovolumina wurde das Maximum der Stellen H3 und V im November vermerkt.

Auf den vierten Faktor („Temperatur“) sind die Dinophyceen (und SUP) positiv, die Temperatur negativ geladen. Dinophyceae erreichten im Jahresverlauf quantitativ nur minimal erhöhte Biovolumina und GesbioV-Anteile (max. 6-9%) vom 12. März bis 21. April sowie vom 11. November bis 2. Dezember und stehen daher in einem negativen Zusammenhang mit der Temperatur. Die meisten Dinophyceen (z. B. *Ceratium hirundinella*) haben als typische K-Strategen ihr Abundanzmaximum in den Sommermonaten bei thermischer Stratifikation in tieferen Seen der gemäßigten Zone (POLLINGHER 1988, REYNOLDS 1988). Im Unteren Heustadelwasser konnten sie sich im Sommer jedoch nicht gegen die Cyanoprokaryota behaupten. Die in den Frischproben häufigste Art war *Peridinium willei*. Im Gegensatz zu den Sommerarten, welche den Winter als Zysten überdauern, kommt *Peridinium willei* das ganze Jahr über vor und ist sogar verstärkt zu kühleren Jahreszeiten mit geringerer Strahlung anzutreffen (POLLINGHER 1988, DOKULIL & SKOLAUT 1986).

Die Stelle B wird durch den PCA-Faktor „pH, Nährstoffe & Diversität“ deutlich von den anderen zwei Standorten abgegrenzt. In der oberen Grafik (Abb. 24) lag lediglich ein ähnliche Eigenschaften aufweisender Wintertermin von H3 zwischen den Terminen von B gestreut. In der unteren Grafik (Abb. 24) waren die Termine von B hingegen vollständig isoliert. Die Chryso- und Bacillariophyceen-Biovolumina sanken zwischen H3 und V bereits signifikant (um 51 bzw. 12 % im Jahresmittel), die Chlorophyceen-Biovolumina und qualitativ erhobenen Taxazahlen hingegen nur leicht ( $p > 0,05$ ; 7 bzw. 1 %) ab. Bei B fand im Jahresverlauf allgemein eine höchst signifikante ( $p < 0,001$ ) Abnahme der Biovolumina sowie der Taxa- und OTE-Zahlen statt. Dennoch wurden bei H3 und V signifikant ( $p < 0,01$ ) niedrigere Diversitätsindex- ( $H_s$ ) und Evennesswerte ( $E_s$ ) als bei B verzeichnet, während sich die von H3 und V kaum unterschieden ( $p > 0,05$ ). Die geringen mittleren Evenness-Werte von H3 und V sind auf sehr unausgeglichene Dominanzverhältnisse zurückzuführen, welche v. a. durch die in hohen Zellzahlen aufgetretenen Cyanoprokaryota wie z. B. *Microcystis* sp. hervorgerufen wurden.

Das Wachstum bzw. die Stoffwechselaktivität der im Biofilm vorkommenden Mikroorganismen ist abhängig vom Wasser- und Sauerstoffgehalt, der Temperatur sowie dem pH-Wert des Bodenfilters (REINEKE & SCHLÖMANN 2007). Je nach Sauerstoffangebot laufen im Stickstoffkreislauf Oxidations- oder Reduktionsreaktionen ab (SCHWOERBEL & BRENDELBERGER 2005). Der Sauerstoffbedarf für die Oxidation von 1 g  $\text{NH}_4^+$  liegt bei 4,6 g  $\text{O}_2$  (u. a. KLEE 1991), verglichen mit ca. 1 g  $\text{O}_2$  für den Abbau von 1 g Glucose (REINEKE & SCHLÖMANN 2007). Die Redundanzanalyse ergab erwartungsgemäß den stärksten positiven Zusammenhang der Sauerstoffkonzentrationen mit den Frühjahrsterminen der Stelle H3 im März und April (bis zu 13 mg  $\text{O}_2 \text{ l}^{-1}$  und 130 %  $\text{O}_2$ ), da diese noch geringere Wassertemperaturen und Sauerstoffrespirationen, aber bereits hohe Photosyntheseraten aufwiesen. Die Mehrzahl der Sommertermine des Standortes B waren hingegen stark negativ mit diesen assoziiert, da die

Löslichkeit von O<sub>2</sub> temperaturabhängig ist und die hohen Beschickungsmengen des Filters zu dieser Jahreszeit verstärkte mikrobielle Respirationen bedingten. Dennoch lag die Sauerstoffsättigung aufgrund einer geringen Wasseraufenthaltszeit durch die relativ grobe Substratkörnung (2/5) (WISSING & HOFMANN 2002) sowie die kurzen und häufigen Beschickungsintervalle im vertikal durchströmten Bodenfilter bei durchschnittlich 87 %. Der pH-Wert grenzte neben anderen Parametern, bei der Redundanz-, Diskriminanz- und Hauptkomponentenanalyse die Stelle B deutlich von H3 und V ab. Grund dafür waren signifikante ( $p < 0,001$ ) pH-Wert-Abnahmen bei B infolge von Pufferungen durch das kalkreiche Filtergranulat im Bodenfilter sowie zusätzlich durch, aus dem Abbau organischer C-Verbindungen resultierende, CO<sub>2</sub>-Anreicherungen (EHLERS & BRUNS 2002). Die gute Sauerstoffversorgung und die neutralen bis leicht alkalischen pH-Werte (7,4-8,0) boten somit geeignete Bedingungen für Nitrifikationsprozesse durch chemolithoautotrophe und einen aeroben Abbau organischer Substanz durch heterotrophe Bakterien.

Im Neptunfilter fand im Jahresmittel eine Abnahme an PN-Verbindungen von 57 % statt. Diese wurden hauptsächlich durch mikrobielle Ammonifikation zu Ammonium-N und schließlich durch Nitrifikation zu Nitrat-N mineralisiert. Die auf den dritten PCA-Faktor geladenen Ammonium-N- und Nitrit-N-Konzentrationen sanken während der Filterpassage um durchschnittlich 59 bzw. 73 % gegenüber V ab. Der mittlere Anstieg des mit dem ersten PCA-Faktor korrelierenden Nitrat-N betrug bei V 41 % gegenüber H3 und bei B 75 % gegenüber V, was im Bereich zu erwartender Nitrifikationsleistungen vertikal durchströmter Bodenfilter ( $\geq 75$  % nach WISSING & HOFMANN 2002; ca. 76% nach SCHMAGER & HEINE 2000) lag.

Im Bereich der Abwasserreinigung häufig eingesetzte, vertikal durchströmte bepflanzte Bodenfilter mit sandig-kiesigem Substrat (meist 0/4) entsprechen dem heutigen Stand der Technik (ÖNORM B 2505 2009) und erreichen Totalstickstoff-Reduktionen von durchschnittlich 48 % (SCHMAGER & HEINE 2000). Der eingesetzte Neptunfilter weist jedoch eine nicht signifikante ( $p > 0,05$ ), durchschnittlich nur 5%ige TN-Reduktion auf. Dies ist auf die gute Sauerstoffversorgung im gesamten Filter und die infolge, wenn nur in anoxischen Mikrohabitaten innerhalb des Biofilms, in geringem Ausmaß stattfindenden anaeroben Denitrifikationsprozesse zurückzuführen (FUCHS & SCHLEGEL 2007, JANKE 2008). Zudem ist lediglich von einem begrenzten Ausmaß an N-Assimilation durch heterotrophe Organismen im Biofilm auszugehen.

Im Gegensatz zu C- und N-Verbindungen, hat Phosphor keine relevante Gasphase in seinem biochemischen Zyklus (SCHWOERBEL & BRENDLEBERGER 2005). Die Phosphorentfernung in Bodenfiltern erfolgt daher durch Adsorption. Diese ist abhängig von der Anionen-Austauschkapazität des Bodens, der Phosphor-Konzentration im Zulauf, der Retentionszeit des Wassers im Boden, dem Redoxpotenzial und dem pH-Wert in den Reaktionsbereichen, der Biomasse- und Humusbildung sowie der Temperatur (RUSTIGE & PLATZER 2001). Die PP- und SUP-Konzentrationen wurden im Neptunfilter durch Mineralisierung im Jahresdurchschnitt um 40 bzw. 24 % herabgesetzt.

Die SRP-Werte waren im Unteren Heustadelwasser ganzjährig gering und erreichten nur gegen Jahresende leichte Anstiege. Bei RDA-Ergebnissen ließen die Wintertermine der Stellen H3, V und B aufgrund geringerer Primärproduktionsraten und gesteigerter Abbauleistungen einen stärkeren Zusammenhang mit erhöhten SRP-Konzentrationen und niedrigen pH-Werten erkennen (Abb. 22). Hingegen wiesen vor allem die Frühlings- und Herbsttermine der Stelle B, aber auch teilweise die von V, deutlich höhere SRP-Konzentrationen auf. Bei V wurde im Jahresmittel ein um 40 % höherer SRP-Gehalt als bei H3 verzeichnet. An der Stelle B stieg SRP im Zuge der mikrobiellen Mineralisierung um durchschnittlich 82 % gegenüber V an und bildete somit bei der Redundanz-, Diskriminanz- und Hauptkomponentenanalyse einen wichtigen Parameter zur Abgrenzung der Stelle B von H3 und V. Ein nicht quantifizierter Teil des SRP wurde am kalk- und eisenhaltigen Filtermaterial des Bodenfilters selbst adsorbiert. Die zusätzliche SRP-Reduktion im nachgeschalteten Phosphor-Adsorber (P) entfernte im Jahresdurchschnitt 56 % des SRP aus dem Zulaufwasser. Aufgrund des nur sehr geringen Wasserstroms von S zu P (und retour) war jedoch im Schacht (S) nur eine geringe mittlere Abnahme der SRP-Konzentrationen von 12 % gegenüber B feststellbar. Im Jahr 2008 wurden um durchschnittlich 22 % gegenüber V verringerte Totalphosphor-Konzentrationen vom Schacht (S) zurück ins Untere Heustadelwasser (zu H1) geleitet. Die mittlere TP-Reduktion lag somit etwas unter der durchschnittlichen Reinigungsleistung einstufiger Neptunfilteranlagen von >30 % (EHLERS & BRUNS 2002).

Vertikalfilter mit nur einer Filterstufe sind nicht für eine effiziente Denitrifikation und P-Elimination geeignet (LABER & HABERL 2000). Um sowohl eine gute Nitrifikation als auch eine anschließende Eliminierung des Nitrat-N zu gewährleisten, wäre der Einsatz einer zweiten Filterstufe, z. B. eines eingestauten Horizontalfilters, möglich. Horizontal durchströmte Filteranlagen mit kontinuierlicher Beschickung sind durch einen nur geringen Sauerstoffeintrag über Diffusion charakterisiert und zeigen ebenfalls gute CSB- und BSB5-Eliminationsleistungen sowie im Vergleich zu Vertikalfiltern nur geringe Nitrifikations-, jedoch hohe Denitrifikationsraten (LABER & HABERL 2000, WISSING & HOFMANN 2002). Die SRP-Elimination würde durch einen zweiten, feinkörnigeren Filter ebenfalls gesteigert werden: nach EHLERS & BRUNS (2002) weisen zweistufige Neptunanlagen eine TP-Reduktionsleistung von >50 % auf. Eine weitere Möglichkeit für eine Effizienzerhöhung wäre ein Wechsel von unterschiedlichen Substratkörnungen und somit von aeroben und anaeroben Zonen im Filter (WISSING & HOFMAN 2002). Diese Anlagenvariante birgt jedoch ein größeres Risiko an Kolmationserscheinungen (PLATZER 1998).

Der PCA-Faktor „Biomasse“ trennte, ebenso wie der Parameter „Temperatur“ bei der RDA (Abb. 22), die Termine der Stellen entlang der y-Achse nach Jahreszeiten auf (Abb. 24), da die Biomasse, wie in der gemäßigten Zone üblich, im Frühjahr und Spätherbst deutlich geringer als im Sommer war. Im Jahr 2008 wurden für eutrophe Gewässer charakteristische höhere Amplituden der Biomassefluktuationen beobachtet (SOMMER 1986). Frühlings- und Herbsttermine mit niedrigeren Biovolumina sind bei allen drei Stellen im unteren Grafikbereich (Abb. 24) anzutreffen, die biomassereichen Sommer- und Herbsttermine (von Mitte August bis Ende Oktober) hingegen im oberen Grafikbereich.

Unterdessen hatten nahe an der x-Achse gestreute Frühsommertermine durchschnittliche Biovolumen-, Leitfähigkeits- und SRSi-Werte.

Bei einem Vergleich der Standorte V und B ist ganzjährig ein starker Rückhalt von Phytoplanktonbiomasse zu erkennen. Die auf den zweiten PCA-Faktor geladenen Chlorophyll-a- und TP-Konzentrationen sanken durch mikrobiellen Abbau im Bodenfilter an der Stelle B um durchschnittlich 60 bzw. 24 % im Vergleich zu V. Der mit der ersten DA-Funktion korrelierende Parameter PIM nahm ebenso POM, welches auch auf die zweite PCA-Funktion geladenen ist, an der Stelle B signifikant gegenüber V ab (um durchschnittlich 55 bzw. 47 %). Die stärkste Biomassereduktion im Neptunfilter erfuhren die auf den dritten PCA-Faktor geladenen Cryptophyceen. Im Gegensatz dazu nahmen die Cyanoprokaryota-Biovolumina verglichen mit den Algenklassen während der Filterpassage am wenigsten ab. Während die Cryptophyceen im Jahresmittel einen Biovolumen-Rückhalt von 90 %, die Dinophyceen von 82 %, die Bacillariophyceen von 70 %, die Chrysophyceen von 65 % sowie die Chloro-, Eugleno-, Zygnemato- und Xanthophyceae von insgesamt 62 % aufwiesen, wurde das mittlere Cyanoprokaryota-Biovolumen um lediglich 47 % verringert. Diese Tatsache ist vermutlich zum Teil auf die stabile Gallerte von *Microcystis wesenbergii* sowie auf möglicherweise eingelagerte Toxine zurückzuführen, welche eine Fraßresistenz gegenüber Mikroorganismen bzw. eine schlechtere Abbauleistung bewirken könnten.

Bezüglich der Leitfähigkeit gab es kaum Unterschiede zwischen den Stellen H3, V und B (je 1 % im Jahresmittel). Der mittlere SRSi-Gehalt nahm im Bodenfilter gegenüber V um 18 % zu. Im Phosphor-Adsorber (P) kam es im Durchschnitt zu einer zusätzlichen SRSi-Anreicherung gegenüber B (um 17 %), wodurch die mittleren SRSi-Konzentrationen an der Stelle S (Mischwasser von B und P) auch leicht gegenüber B angestiegen waren (um 4 %).

Die untere Grafik in Abb. 24 zeigt eine noch viel deutlichere Abgrenzung der Stelle B von H3 und V, da B aufgrund von ganzjährig stark negativen Korrelationen mit dem dritten PCA-Faktor („NH<sub>4</sub><sup>+</sup> & NO<sub>2</sub><sup>-</sup>“) eine nur sehr geringe Streuung aufweist. Die Sommertermine von H3 sind in der Grafik rechts unten aufzufinden, da sie hohe pH-Werte und Taxazahlen sowie niedrige SRP- und Ammonium-N-Konzentrationen erreichten. Der Dezembertermin von H3 befindetet hingegen entgegengesetzt dazu links oben (Abb. 24). V ließ sich (wie bei der Diskriminanzanalyse) ebenfalls etwas durch SUP und Nitrit-N von H3 abgrenzen, da diese im Jahresdurchschnitt um 8 bzw. 21 % gegenüber H3 erhöht waren. Zudem lagen auch die Ammonium-N-Konzentrationen um 38 % über denen von H3. Die Cryptophyceen-Biovolumina von V wurden hingegen im Vergleich zu H3 um durchschnittlich 26 % reduziert. Vom 4. August bis 17. September ließ V durchschnittliche Verhältnisse der auf den ersten und dritten Faktor geladenen Parameter erkennen und streute um den Koordinatenursprung.

Gründe für die Differenzen zwischen den Stellen H3 und V waren einerseits die unterschiedlichen Wasserentnahmetiefen (Oberfläche bzw. Grund) sowie die mit Grobkies bedeckte Ansaugstelle selbst, in der vermutlich bereits mikrobielle Abbauprozesse und infolge auch eine Phytoplankton-

reduktion stattfanden. Die bei der RDA verzeichneten ähnlichen, jedoch schwächeren Korrelationen von V mit dem pH-Wert und Sauerstoffgehalt im Vergleich zu H3 sowie die bei beiden PCA-Plots ersichtlichen größeren Streuungen von H3 sind auch auf variabelere abiotische Umweltbedingungen an der Wasseroberfläche gegenüber der bodennahen Ansaugstelle zurückzuführen. Des Weiteren waren häufig Verdriftungen der Cyanoprokaryota-Blüte durch den Wind zu beobachten, wodurch es v. a. an der am südwestlichen Gewässerende gelegenen Stelle H3 zu Biomasseansammlungen an der Wasseroberfläche kam. Hingegen bedingten stärkere Windeinflüsse erwartungsgemäß eine Verteilung der aufschwimmenden Arten in der gesamten Wassersäule (vgl. REYNOLDS 1975) sowie Aufwirbelungen abgesunkener Spezies.

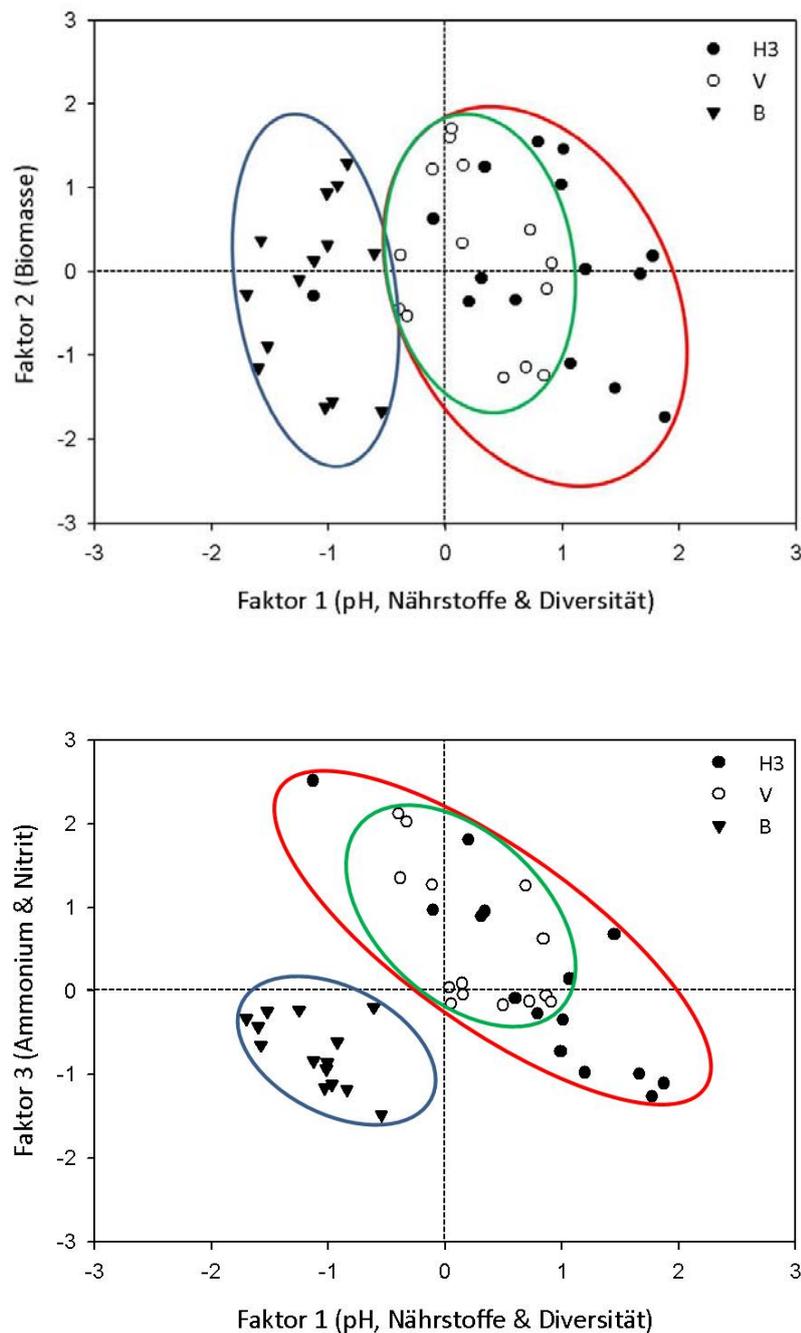


Abb. 24: PCA-Faktorwertplots der rotierten Lösung.

## 5.2 Allgemeine Charakterisierung des Unteren Heustadelwassers

Das Untere Heustadelwasser unterliegt aufgrund der Grundwasserbewirtschaftung durch die Austrian Hydro Power AG saisonal variierenden Leitfähigkeitswerten. Während sich bei Dotationen mit Donauuferfiltrat die Leitfähigkeitswerte des Gewässers denen der Donau annähern, gewinnt bei niedrigeren Wasserspiegellagen der Grundwassereinfluss an Bedeutung. Die Leitfähigkeitswerte des Grundwassers werden ihrerseits durch die Dichtwände entlang des rechten Donauufers beeinflusst. Während sich bei der Entnahme von Donauuferfiltrat ein deutlich von der Donau (mittlere Leitfähigkeit:  $370 \mu\text{S cm}^{-1}$ ; SCHUSTER 2008) beeinflusster Charakter des Grundwassers in Donaunähe einstellt, ändert sich im Zuge des Rückpumpbetriebes von Grundwasser in die Donau die Grundwasserfließrichtung und es kommt zu deutlichen Leitfähigkeitserhöhungen infolge eines verstärkten Donaukanal-Einflusses (SCHUSTER & PICHER 2006).

Die Donau-Aquifere sind Kalk-Karbonat-dominierte Systeme und durch Kalzium, Magnesium, Bikarbonat und Sulfat geprägt (DREHER & GUNATILAKA 2008). Die Ionenchemie des sehr gut gepufferten Unteren Heustadelwassers wies im Allgemeinen eine ähnliche Zusammensetzung wie die der Donau (vgl. SCHUSTER 2008) auf. Trotz des hohen Trophiegrades und der damit zusammenhängenden erhöhten  $\text{CO}_2$ -Konsumation durch das Phytoplankton in den Sommermonaten, stieg der pH-Wert nie über 8,7 an. Bei weniger gut gepufferten Gewässern führt ein ähnliches Trophieniveau häufig zu pH-Werten von weit über 9, was unter ungünstigen Umständen erhöhte Ammoniak-Konzentrationen und Fischsterben zur Folge haben kann (u.a. KLAPPER 1992).

Das Jahr 2008 war durch geringe Niederschläge, verhältnismäßig hohe Temperaturen im Frühling und Sommer sowie einen milden Herbst geprägt. Die mittleren Luft- und Wassertemperaturen verzeichneten fast gleich hohe Werte (16 bzw. 15 °C). Der Zirkulationstypus des Unteren Heustadelwassers ist als polymiktisch zu bezeichnen. Während eines Großteils des Jahres verlief die Mixis des Wasserkörpers bis zum Gewässergrund, wodurch die Wassertemperatur isotherm war. Von Ende April bis Anfang August traten jedoch leichte Temperaturgradienten und Sauerstoffabnahmen in Bodennähe auf. In diesem Zeitraum betrug die durchschnittliche Temperaturdifferenz zwischen Wasseroberfläche und Gewässergrund 1,3 °C, die mittlere Sauerstoffdifferenz 39 % (13-76 %). Die maximalen Temperaturdifferenzen wurden am 21. April (1,7 °C), 28. Mai (2,6 °C) und 23. Juni (2,1 °C) erreicht, wobei an den dazwischenliegenden Messterminen die Differenzen auf je 0,6 °C absanken. Diese Schwankungen lassen darauf schließen, dass kein thermischer Gradient in diesem flachen Gewässer beständig war und es sich vermutlich nur um kurzfristige Stratifikationen (innerhalb eines Tages) handelte, welche eine regelmäßige Durchmischung des Wasserkörpers ermöglichten (vgl. YAMAMOTO & NAKAHARA 2006). Das Untere Heustadelwasser wies somit die für „Flachseen“ typischen Charakteristiken einer geringen Gewässertiefe ( $\leq 3$  bzw. 5 m) sowie fehlender stabiler thermischer Stratifikationen in den Sommermonaten auf (SCHEFFER 1998, PADISÁK & REYNOLDS 2003).

Die mittels Secchi-Scheibe gemessenen Sichttiefen nahmen in den Sommermonaten mit zunehmender Biomasse zwar deutlich ab, dennoch umfasste die euphotische Zone ganzjährig die gesamte Wassersäule.

Flache polymiktische Gewässer tendieren, verglichen mit geschichteten Seen, aufgrund des ausbleibenden Nährstoffzugs durch Sedimentation und dauerhafte Deposition verstärkt zu Eu- bzw. Polytrophie (TINS 1982, KLAPPER 1992). Die Chlorophyll-a-Werte des Unteren Heustadelwassers waren im Jahr 2008 nach den Grenzwerten von FORSBERG & RYDING (1980) als hypertroph, die TP-Konzentrationen als eutroph einzustufen. Das TP: Chl-a Verhältnis von 1,3: 1 bestätigte die, nach dem „alternative stable equilibria“ Konzept (DOKULIL & TEUBNER 2003) angenommene, spärliche Makrophytenbesiedelung und somit die Phytoplankton-Dominanz im Gewässer. Anhand von Trophieniveaus können jedoch nur Biomasseanstiege, nicht aber die Artenzusammensetzung der Phytoplanktonbiozönose vorhergesagt werden, da selbst häufig in eutrophen Gewässern beobachtete Arten wie *Microcystis* sp. nicht nur von Nährstoffkonzentrationen abhängen, sondern noch viele andere abiotische und biotische Faktoren gemeinsam zum Tragen kommen (REYNOLDS et al. 2000).

### 5.3 Phytoplanktonsukzession

Als Ursachen für die hohe saisonale Variation im Bezug auf Phytoplanktonartenzusammensetzung und -biovolumen sind stark schwankende Licht-, Nährstoff- und Grazing-Dynamiken anzusehen (DONABAUM et al. 2009; vgl. SOMMER 1986, SOMMER 1988, REYNOLDS 1988). So bestimmten Chryso-, Bacillario- und Cryptophyceen v. a. im Frühjahr und Spätherbst die Phytoplanktonbiozönose, als sich auch Nischen für eher oligo- bis mesotrophe Gewässer präferierende Taxa wie *Dinobryon* sp., *Cyclotella* sp. etc. (REYNOLDS & PETERSEN 2000, BRÖNMARK & HANSSON 2005) öffneten. Seichte, produktive Gewässer wie das Untere Heustadelwasser bieten jedoch auch ideale Bedingungen für eine Blütenbildung großer potenziell toxinbildender Cyanoprokaryota-Kolonien, wie z. B. *Microcystis* sp. sowie filamentöser Arten wie z. B. *Aphanizomenon* sp. und *Anabaena* sp. (u. a. PEARL 1988b, SIVONEN et al. 1990, CARMICHEAL 1994, PAERL et al. 2001, JASON & HAYES 2006), welche die Phytoplanktonbiozönose im Sommer und Frühherbst 2008 prägten. Außerdem wurden häufig mit Cyanoprokaryota-Blüten assoziierte Arten wie *Asterionella formosa*, *Aulacoseira granulata*, *Fragilaria crotonensis* und *Ceratium hirundinella* (REYNOLDS 1980, REYNOLDS & PETERSEN 2000) sowie diverse, in meso- bis eutrophen Gewässern häufige, Kosmopoliten wie *Pediastrum duplex*, *P. boryanum* und *Scenedesmus quadricauda* (KOMÁREK & FOTT 1983, WOLFRAM et al. 2007) über weite Zeiträume des Jahres beobachtet.

Im Frühjahr führten die, für eutrophe Gewässer charakteristischen, hohen Nährstoffkonzentrationen sowie die steigende Strahlungsintensität und -dauer zu maximalen Wachstumsraten von nanoplanktischen Chryso- und Cryptophyceen (SOMMER et al. 1986). Für deren Aufkommen spielt, ebenso wie für Bacillariophyceen, die Wassertemperatur eine weniger essenzielle Rolle als interspezifische Konkurrenz, Fraßdruck und Nährstoffverfügbarkeit (REYNOLDS 1986, SANDGREN 1988, KLAIVENESS 1988, SOMMER 1988). In eutrophen Seen der gemäßigten Zone sind daher kurze, abrupte Populations-

maxima der Chryso- und Cryptophyceen während der kühleren, weniger produktiven Jahreszeiten zu erwarten (SANDGREN 1988, KLAVENESS 1988). Auch Bacillariophyceen verzeichnen aufgrund stärker schwankender Nährstoff- und Lichtbedingungen in eutrophen Gewässern eine höhere Saisonalität als in oligotrophen (SOMMER 1988).

Zu Jahresbeginn waren die Chryso- und Bacillariophyceen bereits abundant. Von Mitte März bis Ende April stellten die Chrysophyceen (v. a. *Dinobryon* sp., *Uroglena* sp. und *Synura* sp.) die dominante Algenklasse mit GesbioV-Anteilen von 40 bis 69 % an der Phytoplanktonbiomasse dar. Ab Ende März nahm die SRSi-Konzentration kontinuierlich ab, der Nitrat-N-Wert hingegen durch Dotationen mit Donauuferfiltrat stark zu. Im April stieg der GesamtbioVolumenanteil der Bacillariophyceen durch ein erhöhtes Aufkommen von *Cyclotella* sp. (*Cyclotella radiosa*, *C. meneghiniana* und *C. ocellata*) auf 29 bis 36 % an, während die Biovolumina von *Asterionella formosa* zurückgingen. Dies stimmt mit der von TILMAN (1976) beobachteten Ablöse von *Asterionella* durch *Cyclotella* bei  $<0,5 \text{ mg SRSi l}^{-1}$  überein. Neben der SRSi-Limitation, führte im Mai vor allem ein, von DONABAUM et al. (2009) beobachteter, verstärkter Grazing-Druck zu einem deutlichen Rückgang der Bacillariophyceen-Populationen.

Anfang Mai wurde schließlich das, in meso- und eutrophen Gewässern unserer Breiten für diese Jahreszeit charakteristische, Minimum des Phytoplankton-GesamtbioVolumens („Klarwasserstadium“) durch ein mit ansteigender Wassertemperatur zunehmendes Zooplankton-Grazing (top down control) erreicht (SOMMER et al. 1986, LAMPERT et al. 1986). Dies hatte im Gewässer auch eine leichte Nährstofferhöhung zur Folge (LAMPERT & SOMMER 1999). Grazing stellt, abhängig von den Zooplanktonarten und -altersstadien, einen der wichtigsten Selektionsfaktoren für Phytoplankter dar (REYNOLDS 1986, LAMPERT & SOMMER 1999). Kleinwüchsige Algen wie Chryso- und Cryptoflagellaten sowie centrale Diatomeen bieten eine optimale Futterquelle für filtrierendes Zooplankton (KLAVENESS 1988, REYNOLDS 1994). Andere Phytoplanktonarten können hingegen anhand kritischer Größenüberschreitungen (bzw. Sperrigkeit) der Zellen und Kolonien in mindestens zwei Dimensionen, Biomasseverluste durch Ingestion minimieren (LAMPERT & SOMMER 1999). Einige Vertreter der Cyanoprokaryota sind zudem in der Lage, ihre Fraßresistenz durch die Einlagerung von Toxinen zu erhöhen bzw. den Verdauungstrakt von Zooplanktern anhand einer die Kolonie umgebenden Gallerte (z. B. *Microcystis* sp. und *Chroococcus* sp.) zu überstehen (LAMPERT & SOMMER 1999).

Das erhöhte Grazing bedingte v. a. einen, für Chrysophyceen typischen, Populationsabfall (SANDGREN 1988) um 83 % gegenüber dem Peak Ende April. Die Chlorophyta verzeichneten zwar ebenfalls eine leichte BioVolumenabnahme, erzielten aber dennoch anhand koloniebildender bzw. sperriger Arten (v. a. *Coelastrum* sp., *Coenochloris fottii*, *Pediastrum* sp., *Staurastrum* sp.) Anfang Mai ihren maximalen GesamtbioVolumenanteil (18 %). Die nährstoffliebenden und häufig ein opportunistisches Wachstum aufweisenden Cryptophyceen (SOMMER 1986, KLAVENESS 1988) konnten sich durch den Rückgang der anderen Algenklassen verstärkt etablieren. Mitte Mai waren sie schließlich dominant und erreichten kurzzeitig einen GesamtbioVolumenanteil von 40 %. Allerdings gingen deren Popula-

tionen aufgrund der hohen Zooplanktonabundanzen (DONABAUM et al. 2009) und der wieder sinkenden Nährstoffkonzentrationen in den darauffolgenden Wochen rasant zurück.

Der Grazing-Druck führte schlussendlich v. a. zu einer Förderung von fraßresistenteren, eine K-Strategie aufweisenden Cyanoprokaryota, welche die Sommer-Phytoplanktonbiozönose bestimmten (SOMMER et al. 1986, REYNOLDS 1986).

Während die Cyanoprokaryota bis Anfang Mai 2008 nur in sehr geringen Abundanzen vorkamen, konnte sich ab Mitte Mai, als die Wassertemperatur bereits auf 18°C angestiegen war, die Ordnung der Chroococcales verstärkt gegen die eukaryotischen Spezies durchsetzen. Von Mitte Mai bis Ende Juni stieg die Wassertemperatur auf 24 °C an. In diesem Zeitraum waren die Chroococcales mit den Leitarten *Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa*, *M. flos-aquae*, *Woronichinia naegeliana* und *Snowella lacustris* innerhalb der Cyanoprokaryota dominant (95-100 %). Cyanoprokaryota können photosynthetisch aktive Strahlung (PAR) anhand von Phycobilisomen über einen größeren Wellenlängenbereich als Algen absorbieren und sind daher zum Teil gut schwachlichtadaptiert (KOHL & NICKLISCH 1988, GLAZER et al. 1994). Jedoch haben vor allem blütenbildende Gattungen wie *Microcystis* oft höhere Temperatur- und Strahlungsanforderungen (ROBARTS & ZOHARY 1987, OTSUKA et al. 1999, REYNOLDS & PETERSEN 2000). Im Vergleich zu *Microcystis* sp. weist die ebenfalls im Unteren Heustadelwasser aufgetretene Art *Aphanizomenon flos-aquae* zwar ein Temperaturoptimum zwischen 23 und 29 °C auf, kann aber im Winter bei 5 °C und Schwachlicht-Bedingungen überleben sowie ab einer Temperatur von 8°C wachsen (TSUJIMURA et al. 2001).

In hocheutrophen Gewässern sind Cyanoprokaryota zumeist die erfolgreichsten Konkurrenten. Von Ende Mai bis Ende Oktober waren die Cyanoprokaryota mit Gesamtbiovolumenanteilen von 41 bis 87 % im Unteren Heustadelwasser dominant (Ausnahme: 2. Juni mit 25 %). Die Cyanoprokaryota-Blüte setzte sich aus Vertretern der Ordnungen Chroococcales, Nostocales (vgl. REYNOLDS & PETERSEN 2000) und Oscillatoriales zusammen. Ihre Dominanz und deren Aufrechterhaltung sind jedoch von verschiedenen, oft interagierenden Faktoren abhängig, welche je nach Standort variieren bzw. verschiedene Cyanoprokaryotaspezies selektieren können (DOKULIL & TEUBNER 2000).

Einer der wichtigsten Konkurrenzvorteile gegenüber immobilen Phytoplanktonarten ist die Fähigkeit der meisten planktischen Cyanoprokaryota in Gasvakuolen angeordnete Gasvesikel zu synthetisieren (ca. 1000 pro Zelle) und somit ihre Sedimentationsverluste durch Aufschwimmen gering zu halten (REYNOLDS 1984b, REYNOLDS et al. 1987, WALSBY 1994, OLIVER & GANF 2000). Durch Bildung bzw. Abbau von Gasvesikeln, Kohlenhydrat- und Proteinkomponenten in den Zellen sowie ihr Vorkommen in größeren Bündeln und Kolonien, sind verhältnismäßig schnelle Vertikalmigrationen in der Wassersäule möglich (PEARL 1988a, OLIVER & GANF 2000). Diese begünstigen bei Bedarf das Aufsuchen räumlich oft getrennter Ressourcen wie anorganische Nährstoffe am Sedimentboden seichtere Gewässer bzw. im Hypolimnion stratifizierter Seen (GANF & OLIVER 1982, KRIVTSOV et al. 2005) sowie PAR und CO<sub>2</sub> an der Wasseroberfläche, wodurch maximale Photosyntheseraten erzielt werden

können (PEARL & USTACH 1982). Zudem sind sie in der Lage, ihr Photosystem durch gesteigerte zelluläre Synthese von Carotinoiden (PEARL et al. 1983) bzw. durch ein über Photoregulation der Gasvesikel-Gene gesteuertes Absinken (PIERSON et al. 1994, PEARL 1988a) bei zu hohen Strahlungsintensitäten vor Photooxidation zu schützen.

Durch Biomasseansammlungen von Cyanoprokaryota an der Wasseroberfläche werden nicht oder weniger mobile Phytoplanktonarten beschattet (PEARL 1988b, YAMAMOTO & NAKAHARA 2005) bzw. das einfallende Licht durch Gasvesikel gestreut (WALSBY 1994). Dies führt zur Selektion mobiler oder schwachlichtadaptierter Arten (REYNOLDS 1986).

Verschiedene Gasvakuolen aufweisende Cyanoprokaryota sind an unterschiedliche Mixis-Regime angepasst (REYNOLDS & WALSBY 1975). *Anabaena* sp. ist z. B. an schwache bis starke, *Aphanizomenon* sp. an schwache bis mittlere Mixis-Intensitäten adaptiert. Die in den quali- und quantitativen Proben bedeutendste Gattung im Unteren Heustadelwasser war *Microcystis*. Diese ist in meso- bis hypertrophen Gewässern weit verbreitet und neigt in langsam fließenden, seichten unstratifizierten oder tiefen stratifizierten Gewässern zur Blütenbildung (REYNOLDS 1986, PEARL 1988a). Durch ihre potenziell schnellen vertikalen Bewegungen, ist *Microcystis* sp. gut an täglich schwankende Stratifikations- bzw. Mixis-Bedingungen in seichten Gewässern (OLIVER & GANF 2000; vgl. „M & L<sub>M</sub> assemblage“: HUSZAR et al. 2000, KRUK et al. 2002) wie dem Unteren Heustadelwasser angepasst. In tieferen Seen ist *Microcystis* sp. jedoch auf stabilere Bedingungen bzw. eine schwächere Mixis (HARRIS 1986) angewiesen, da mit zunehmender Mixisintensität und -tiefe u. a. ihr Konkurrenzvorteil durch Flotation zunichte gemacht wird (DOKULIL & TEUBNER 2000, OLIVER & GANF 2000). Bei starken Turbulenzen und infolge unregelmäßigem Verfrachten von *Microcystis* sp. an die Wasseroberfläche, kann zusätzlich Photoinhibition eintreten, da die Spezies nach KÖHLER (1992) zwei Tage für eine Adaptation an hohe Strahlungsintensitäten benötigt. Intensivere Mixis-Bedingungen führen allgemein zur verstärkten Etablierung nicht oder eingeschränkt mobiler, von Turbulenzen abhängiger w-Strategen, wie beispielsweise pelagiale Bacillariophyceen (z. B. *Aulacoseira granulata*, *Asterionella formosa*, *Ulnaria delicatissima* var. *angustissima*), Chlorophyta (z. B. *Cosmarium* sp., *Staurastrum* sp.) sowie andere Vertreter der Cyanoprokaryota (z. B. *Oscillatoria* sp.) (REYNOLDS 1988).

Der im Unteren Heustadelwasser häufigste Vertreter der Gattung *Microcystis* war *M. wesenbergii*. Ihre Kolonien sind mit einer dichteren Gallerte umhüllt (KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS 1999) als die der ebenfalls häufig observierten Arten *M. aeruginosa*, *M. flos-aquae* und *M. viridis*. Allerdings vermuten OTSUKA et al. (1999) die Existenz von nur einer *Microcystis*-Art mit mehreren Koloniemorphotypen.

*Microcystis* sp. verfügt ausschließlich über vegetative Zellen und bildet weder Heterocyten noch Akineten. In ihrem Lebenszyklus weist sie benthische und pelagische, morphologisch idente Stadien auf (BRUNBERG & BLOMQUIST 2002). Ein kleiner Teil der Populationen verbringt die Wintermonate in der Wassersäule, der Großteil überdauert diese jedoch am Gewässerboden (TAKAMURA et al.

1984). Die Koloniegröße von *Microcystis wesenbergii* variierte im Jahresverlauf zwischen <50 bis >500 Zellen pro Kolonie (vgl. KRIVTSOV et al. 2005). Ende März nahmen die Kolonien verhältnismäßig kleine Größen (10-140 Zellen pro Kolonie) an, wobei sich nach MISSON et al. (2011) im Frühjahr v. a. kleinere, toxischere Kolonien vom Sedimentboden wieder im Pelagial ansiedeln. Ab Mitte Mai stiegen wahrscheinlich vermehrt überlebende Kolonien durch erneute Gasvesikel-Produktionen, welche durch Aktivierungen der Zellmetabolismen anhand verschiedener abiotischer Faktoren initiiert werden (BRUNBERG & BLOMQUIST 2002), vom Sediment auf und bildeten so das Inoculum für die planktischen Sommerpopulationen (GIBSON & SMITH 1982, TAKAMURA et al. 1984). Anfang Juni waren die Koloniereinheiten deutlich größer (20-550 Zellen pro Kolonie), wodurch schnellere vertikale Bewegungen und somit bessere Konditionen zum Verdrängen anderer Arten gegeben waren (OLIVER & GANF 2000). Anfang September, als *M. wesenbergii* ihre maximale Abundanz erreichte, war die Koloniengröße jedoch vermutlich aufgrund der hohen Teilungsraten wieder auf 20 bis 260 Zellen pro Kolonie gesunken, Anfang Dezember schließlich auf 20 bis 180 Zellen pro Kolonie.

Der Bedarf von Phytoplankton an Kohlenstoff ist höher als der an anderen Nährstoffen (C: N: P = 106: 16: 1, molares Verhältnis, REDFIELD 1934). Die von Algen bevorzugte Kohlenstoffquelle CO<sub>2</sub> nimmt mit zunehmender Photosyntheserate (und Stratifikation) ab, was trotz einer guten Pufferkapazität im Unteren Heustadelwasser ein Ansteigen des pH-Wertes (auf max. 8,7) zur Folge hatte (u.a. REYNOLDS 1984a, BRÖNMARK & HANSSON 2005). Nach REYNOLDS & PETERSEN (2000) findet bei CO<sub>2</sub>-Konzentrationen von ≤0,01 mmol l<sup>-1</sup> bzw. pH-Werten > ca. 8,2 eine Selektion zu jenen Arten hin statt, welche in der Lage sind, Bikarbonat (HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>) als C-Quelle zu verwerten bzw. eine höhere DIC-Affinität besitzen, wie z. B. *Microcystis aeruginosa* (PIERCE & OMATA 1988, QIU & GAO 2002, YAMAMOTO & NAKAHARA 2005). Auch die Flotation vieler Cyanoprokaryota (z. B. *M. aeruginosa*) ermöglicht eine bessere CO<sub>2</sub>-Aufnahme, da atmosphärisches CO<sub>2</sub> über die Wasseroberfläche diffundiert (PEARL & USTACH 1982, YAMAMOTO & NAKAHARA 2005). Dies stellt einen weiteren wichtigen Selektionsvorteil von Cyanoprokaryota und im Speziellen von *Microcystis* sp. gegenüber anderen Phytoplanktonarten in eutrophen bzw. flachen kalkreichen Gewässern dar (SHAPIRO 1990, REYNOLDS & PETERSEN 2000).

Bei Phosphor- und Stickstofflimitation sind interne Nährstoffakkumulationen, externe Freisetzungen von Nährstoffen durch Remineralisierung sowie Ausscheidungen von Zooplanktern und Fischen essenziell (ANDERSEN et al. 1991). Cyanoprokaryota können, wie manche Eukaryoten auch, Phosphor in Form von Polyphosphat-Körnchen sowie zusätzlich Stickstoff als Cyanophycin speichern und somit ihr Wachstum zum Zeitpunkt einer Nährstofflimitation im Gewässer fortsetzen (GIBSON & SMITH 1982, PEARL 1988a).

Bei Stickstofflimitation erhalten die Nostocales einen Selektionsvorteil, da sie in der Lage sind, durch morphologische und physiologische Differenzierung vegetativer Zellen Heterocyten zu bilden und in diesen atmosphärischen Stickstoff (N<sub>2</sub>) zu fixieren (SCHINDLER 1977, PEARL 1988a). Nach HARRIS (1986) bevorzugt *Microcystis* sp. TN: TP-Verhältnisse von >50: 1, während N-fixierende Gattungen

wie *Anabaena* sp. und *Aphanizomenon* sp. TN: TP-Verhältnis von <10: 1 präferieren. SMITH (1983) gibt hingegen an, dass bei TN: TP-Verhältnissen von >29: 1 keine Dominanzen von Cyanoprokaryota mehr zu erwarten sind. CHORUS (1995) stellte Rückgänge von Phytoplankton (Chl-a-Jahresmittel) bei Unterschreitungen von TP-Jahresmittel im Bereich von 40 bis 50  $\mu\text{g l}^{-1}$  und in Folge häufig Veränderungen der Phytoplanktonartenzusammensetzung sowie Dominanzverluste der Cyanoprokaryota fest. Im Unteren Heustadelwasser lag der TP-Jahresmittelwert im Jahr 2008 jedoch noch bei 70  $\mu\text{g l}^{-1}$ . Nach REDFIELD (1934) liegt der Grenzwert einer Stickstofflimitation bei einem TN: TP-Gewichtsverhältnis von 7: 1 (C: N: P = 42: 7: 1). Dieser Grenzwert wurde an keinem Termin des Jahres 2008 im Unteren Heustadelwasser unterschritten. Das mittlere TN: TP-Gewichtsverhältnis lag bei 15,7 (11,1-29,4).

Das Minimum des TN: TP-Verhältnisses (11,1) wurde Ende Juni erreicht und trug vermutlich zur Etablierung N-fixierender Nostocaceae bei. Neben Zellteilungen förderten wohl auch Resuspensionen und das Keimen ihrer, am Gewässerboden überdauernden, Akineten (NICHOLS & ADAMS 1982) ab Anfang Juli ein verstärktes Auftreten. Von Ende Juli, als die Konzentrationen an verfügbarem Stickstoff auf ein Minimum absanken, bis Anfang August dominierten die Nostocaceae (v. a. *Anabaena planctonica*, *Anabaena spiroides* und *Aphanizomenon gracile*) die Phytoplanktonbiozönose. Anfang September stiegen die Biovolumina der Chroo- und Nostocales schließlich auf ein Maximum an. Biomassemaxima im Spätsommer und Herbst sind für Cyanoprokaryota charakteristisch (GIBSON & SMITH 1982, vgl. DOKULIL & SKOLAUT 1986, MUNAWAR & MUNAWAR 1986).

Ab Mitte September ging die Cyanoprokaryota-Blüte sukzessive zurück und es kam innerhalb der Klasse zu einer Verschiebung der Abundanzen. Der Rückgang von blütenbildenden Populationen wird meist durch abrupte Umweltveränderungen, Nährstofflimitation oder Grazing hervorgerufen (PEARL 1988a, TAKANO & HINO 2000). Rasche Temperaturabnahmen über mehrere Tage sowie plötzliche Veränderungen der Windgeschwindigkeit oder -richtung können zu einem Absterben der Kolonien führen (PEARL et al. 1983, PEARL 1988b, REYNOLDS & WALSBY 1975). Zu schnelle Veränderungen behindern adäquate Anpassungen und bedingen durch hervorgerufenen physiologischen Stress auch eine höhere Anfälligkeit für cyanophage Parasiten (PEARL 1988a). Von Anfang September bis Anfang Oktober kühlte die Wassertemperatur rasant von 19 auf 11 °C ab, schwankte aber bis Mitte November weiterhin zwischen 9 und 13 °C.

Während die Biovolumina der anderen Cyanoprokaryota-Ordnungen stark absanken, stiegen die der Oscillatoriales Mitte September auf ihr Maximum an. Ihre Populationen gingen bis Anfang Dezember wesentlich langsamer zurück, wodurch sie innerhalb der Cyanoprokaryota dominant werden konnten. Am schnellsten nahmen die Nostocaceae-Anteile, trotz Nitrat-N- und Ammonium-N-Konzentrationsanstiegen, ab. Von Mitte Oktober bis Mitte November bildete v. a. *Anabaena spiroides* eine große Anzahl an Akineten, welche das Überdauern ungünstiger Bedingungen wie Nährstofflimitationen, geringe Wassertemperaturen und Strahlungsintensitäten (Wintermonate der gemäßigten Zone) am Gewässerboden ermöglichen (NICHOLS & ADAMS 1982, PEARL 1988b). Im November

verschwanden die Nostocaceae sukzessive aus dem Plankton, Anfang Dezember waren sie gar nicht mehr vertreten.

Bei *Microcystis* sp. sank vermutlich ein bedeutender Anteil der Populationen auf den Gewässerboden, um auf der Sedimentoberfläche als benthisches Stadium zu überwintern (TAKAMURA et al. 1984, BRUNBERG & BLOMQVIST 2002). Ein kleiner Anteil der Populationen blieb allerdings wie gewöhnlich in der Wassersäule (TAKAMURA et al. 1984). Auch in den Wintermonaten war *Microcystis wesenbergii* der abundanteste Vertreter der Gattung. Nach BRUNBERG & BLOMQVIST (2002) wird diese aufgrund ihres stärkeren Auftriebs etwas häufiger als die anderen *Microcystis*-Arten durch Resuspensionen, Bioturbationen etc. zurück in die Wassersäule verfrachtet.

Oscillatoriaceae leben oft metalimnisch, epiphytisch oder epilithisch, können sich aber auch an der Wasseroberfläche ansammeln. In meso- und eutrophen Gewässern sind sie jedoch meist subdominant (PEARL 1988a). *Oscillatoria* sp. bevorzugt eine intensivere Mixis der Wassersäule (HARRIS 1986, OLIVER & GANF 2000), welche im Herbst stärker gegeben war. Zudem verbringen Oscillatoriaceae die Wintermonate prinzipiell in der Wassersäule, wodurch sie zwar mehr Verluste durch Grazing erleiden, ihr Weiterwachsen im Frühling jedoch gesichert ist (GIBSON & SMITH 1982).

Durch den Rückgang der Cyanoprokaryota gewannen die Bacillario- und Chrysophyceen ab Mitte Oktober wieder etwas mehr an Bedeutung. Ende Oktober stiegen die SRP- und Nitrat-N-Konzentrationen stark an und es öffnete sich erneut eine zeitliche Nische für die schnell wachsenden, nährstoffliebenden, schwachlicht- und kälteadaptierten Cryptophyceen (SOMMER 1983, REYNOLDS 1986, KLAVENESS 1988). Am 10. November erreichten sie den, für diese Algenklasse häufig beobachteten Herbstpeak in produktiven Gewässern der gemäßigten Zone (REYNOLDS 1980, KLAVENESS 1988) mit einem Gesamtbiovolumen-Anteil von 53 %. In den darauffolgenden Wochen waren ihre Populationen wieder rückläufig, was wahrscheinlich v. a. auf einen wieder verstärkten Fraßdruck durch herbivores Zooplankton zurückgeführt werden kann (DONABAUM et al. 2009). Anfang Dezember war das Gesamtbiovolumen des Phytoplanktons bereits stark abgesunken. *Uroglena* sp. stellte an diesem Termin das quantitativ wichtigste Taxon dar.

#### **5.4 Vergleich der Phytoplanktonklassen-Anteile: HPLC versus Zählungen**

Bei einem Vergleich von Pigmentanalyse- mit Zählergebnissen nach UTERMÖHL (1958) ist zu berücksichtigen, dass der Chlorophyll-a Gehalt einer Phytoplanktonbiozönose zwischen den Algenklassen und -arten variiert. So haben Crypto-, Chryso- und Chlorophyceae durchschnittlich höhere Chlorophyll-a-Anteile als Bacillariophyceae und Cyanoprokaryota (REYNOLDS 1984a, DONABAUM 1992). Physiologische Adaptionen an Stark- bzw. Schwachlicht-Verhältnisse bedingen allerdings noch wesentlich stärkere Veränderungen der zellulären Chlorophyll-a- und Carotinoid-Gehalte. Aber auch Nährstoffverhältnisse haben einen Einfluss auf die Pigmentkonzentrationen, insbesondere Stickstoff bei den Cyanoprokaryota, (STEELE & BAIRD 1961, 1962, 1965, KOHL & NICKLISCH 1988). Diese sind in der Lage, Stickstoff bei Licht-, Phosphor- oder Schwefellimitation sowie bei niedrigen Temperaturen

in Form von Cyanophycin und Phycocyanin zu akkumulieren und bei externer Stickstofflimitation oder Starklicht wieder abzubauen (ALLEN 1984, OLIVER & GANF 2000). Zudem sind u. a. Strahlungsdauer, Temperatur und Zellalter für den Chlorophyll-a-Gehalt der Algenzellen bedeutsam (KOHL & NICKLISCH 1988).

Die GesbioV-Anteile der Phytoplanktonklassen wiesen bei der HPLC und den Zählungen sehr ähnliche saisonale Verläufe auf. Lediglich die durchschnittlichen GesbioV-Anteile der Cryptophyceen waren bei den HPLC-Resultaten signifikant ( $p < 0,01$ ) höher, die der Chryso- und Bacillariophyceen hingegen signifikant ( $p < 0,01$ ) niedriger als bei den Zählergebnissen. Neben statistischen Ungenauigkeiten bei Zählungen (ÖNORM EN 15204 2006) führten die nur auf wenigen Phytoplanktonarten basierenden HPLC-Formeln zu leichten Unter- und Überschätzungen der GesamtbioVolumen-Anteile. Eine zusätzliche Präzision der HPLC-Ergebnisse wäre vermutlich durch eine jeweilige Eichung der Pigmentanteile auf ein Gewässer möglich.

## **5.5 Gibt es erste Auswirkungen der Sanierung auf das Gewässer?**

Ziel der Sanierung des Unteren Heustadelwassers ist eine Oligotrophierung des Gewässers durch Reduktion des Gesamtphosphors und somit auch des partikulären organischen Materials (v. a. Phytoplankton). Eine daraus resultierende verbesserte Sichttiefe sollte zu einer Förderung der mit dem Phytoplankton konkurrierenden Makrophyten beitragen, welche Nährstoffe aus dem Freiwasser binden könnten. Auch die Sauerstoffversorgung des Sediments würde durch geringere Phytoplankton-Sedimentationsraten langfristig verbessert und der Abbau organischen Materials verstärkt werden.

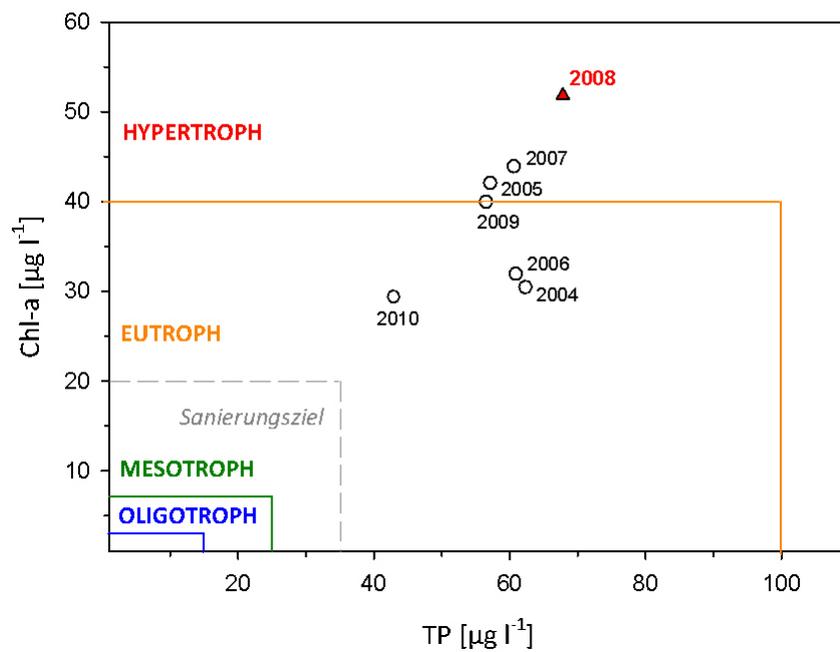
Das Untere Heustadelwasser nahm im Untersuchungszeitraum 2004 bis 2010 Chlorophyll-a-Werte an, welche nach FORSBERG & RYDING (1980) als eu- bis hypertroph einzustufen waren, während die TP-Konzentrationen durchgehend im eutrophen Bereich lagen (Abb. 25). Der mittlere Totalstickstoff-Gehalt wies bis auf das Jahr 2009 ( $1,3 \text{ mg l}^{-1}$ ) Werte zwischen  $0,9$  und  $1,0 \text{ mg l}^{-1}$  auf und war nach FORSBERG & RYDING (1980) ebenfalls dem eutrophen Bereich zuzuordnen.

Im Vergleich zu den Vorjahren verschlechterte sich 2007 und 2008 das Trophieniveau trotz bereits in Betrieb genommenen Neptunfilteranlage. Als Ursachen dafür können vor allem höhere mittlere Jahrestemperaturen, damit in Zusammenhang stehende gesteigerte Phytoplanktonbiovolumina und hydrologische Faktoren angesehen werden. Dass die Sanierung keinen sofortigen Erfolg zeigen würde, war anzunehmen, da es sich bei der Sanierung durch den Neptunfilter, im Gegensatz zu gravierenden Eingriffen wie chemische Phosphatfällungen, um eine kontinuierliche, langfristige Maßnahme handelt und daher mit einer gewissen Resilienz des Gewässers zu rechnen war.

Im Jahr 2009 wurden bereits eine leichte Oligotrophierung sowie ein Rückgang der Phytoplanktonpopulationen festgestellt. Diese Entwicklung ist jedoch vermutlich zum Teil auf kühlere Jahrestemperaturen, erhöhte Niederschläge sowie wieder angehobenen Pegelstände im Jahr 2009 zurückzuführen. Allerdings erfolgte auch eine Optimierung der Anlagenleistung durch Installationen von zusätzli-

chen Filterdüsen, durch eine Erhöhung des Phosphor-Adsorber-Volumenstroms sowie durch regelmäßige Eisenchlorid-Zugaben zum Zweck einer zusätzlichen Phosphorfällung.

2010 fand schließlich eine deutliche Annäherung an das Sanierungsziel von schwach eutrophen TP- (<35  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) und Chlorophyll-a-Werten (<20  $\mu\text{g l}^{-1}$ ) statt. Auch die Jahresmittelwerte der Secchi-Tiefen nahmen im Zeitraum von 2008 (80 cm) bis 2010 (130 cm) zu.



**Abb. 25: Trophiediagramm mit Grenzwerten nach FORSBERG & RYDING (1980): Jahresmittelwerte der Stellen H1, H2 und H3 (zusammengefasst) von 2004 bis 2010 (Daten von DWS Hydro-Ökologie GmbH).** Das in dieser Arbeit behandelte Untersuchungsjahr 2008 wurde rot, die Grenzwerte der einzelnen Trophiestufen und des Sanierungsziels durch farbige Linien hervorgehoben; Abkürzungen: TP (Totalphosphor), Chl-a (Chlorophyll-a).

## Zusammenfassung

Während die meisten Bodenfilter im Bereich der Abwasserreinigung im Einsatz sind, beschreibt diese Arbeit die Sanierung eines hoch eutrophen Auengewässers (Unteres Heustadelwasser) in Wien durch einen vertikal durchströmten, einstufigen, intermittierend beschickten unbepflanzten Bodenfilter mit nachgeschaltetem Phosphor-Adsorber im zweiten Jahr nach Inbetriebnahme. Für eine Untersuchung der Filterwirkung wurden an 36 Terminen im Zeitraum vom Jänner bis Dezember 2008 abiotische und biotische Parameter an einem Gewässerstandort sowie an fünf Stellen in der Filteranlage analysiert. Der Fokus lag auf der Phytoplanktonsuccession im Unteren Heustadelwasser sowie auf den qualitativen und quantitativen Veränderungen der Phytoplanktonbiozönose durch den Bodenfilter.

Das Phytoplankton des Unteren Heustadelwassers war durch eine ausgeprägte Saisonalität in Hinblick auf Artenzusammensetzung und Biomasse charakterisiert. Insgesamt wurden 263 Phytoplanktontaxa in den qualitativen Gewässerproben identifiziert. Chryso-, Bacillario- und Cryptophyceen bestimmten im Frühjahr und Spätherbst die Planktonbiozönose, während von Ende Mai bis Anfang Oktober eine Cyanoprokaryota-Blüte auftrat. Diese setzte sich vor allem aus Vertretern der Ordnung Chroococcales (v. a. *Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa*, *M. flos-aquae*, *Woronichinia naegeliana*, *Snowella lacustris*) zusammen. Bei niedrigen Stickstoffkonzentrationen erlangten ab Juli jedoch auch stickstofffixierende Arten aus der Ordnung der Nostocales (v. a. *Anabaena planctonica*, *Anabaena spiroides*, *Aphanizomenon gracile*) quantitative Bedeutung.

Die Standorte vor und nach dem Bodenfilter unterschieden sich signifikant in Bezug auf physikalisch-chemische Parameter, Nährstoffkonzentrationen sowie Phytoplanktondiversität und -biomasse. Anhand einer Diskriminanzanalyse konnten 72 % der Stellen korrekt klassifiziert werden. Von den drei aus der Analyse resultierenden Diskriminanzfunktionen wurden das partikuläre Material (PM), der gelöste reaktive Phosphor (SRP) und der pH-Wert als wichtigste Parameter zur Abgrenzung der Stellen vor und nach dem Filter ausgewiesen. Im Bodenfilter konnten im Jahresverlauf im Vergleich zum Gewässer deutlich geringere pH-Wert-Schwankungen, eine durchschnittliche PM-Reduktion um 46 % sowie eine SRP-Aufhebung um 82 % im Jahresmittel beobachtet werden.

Mittels Hauptkomponentenanalyse wurden zudem u. a. Ammonium-N und Nitrat-N als weitere wichtige Parameter für eine Stellenauftrennung erkannt. Die relativ hohen Sauerstoffgehalte im Bodenfilter ermöglichten hohe Nitrifikationsraten mit einer durchschnittlichen Ammonium-N-Reduktion um 59 % und einem durchschnittlichen Nitrat-N-Anstieg um 75 %, wohingegen die Denitrifikationsrate im Jahresmittel sehr niedrig war (5 %).

Der Bodenfilter führte einerseits zu einer deutlichen Verringerung der Gesamttaxazahl und des Biovolumens, andererseits jedoch aufgrund von homogeneren relativen Abundanzen der einzelnen Taxa zu signifikant höheren Evenness- und Shannon-Wiener-Index-Werten. Cryptophyceen wiesen einen mittleren Biovolumen-Rückhalt von 90 %, Dinophyceen von 82 %, Bacillariophyceen von 70 %, Chry-

sophyceen von 65 % sowie Chlorophyceen von 61 % durch den Bodenfilter auf. Das Cyanoprokaryota-Biovolumen wurde hingegen durchschnittlich um lediglich 47 % verringert.

Eine Redundanzanalyse (RDA) wurde durchgeführt, um Zusammenhänge von 30 signifikanten Indikatortaxa und Umweltvariablen zu testen. Durch die auf die ersten zwei RDA-Achsen geladenen Parameter SRP, pH-Wert, Sauerstoff und Temperatur konnten 95 % der Varianz der Taxa-Umwelt-Beziehungen erklärt werden.

Im Jahr 2008 waren noch keine Auswirkungen der Sanierung auf das Trophieniveau des Unteren Heustadelwassers bemerkbar. Die ersten Verbesserungen ließen sich im Jahr 2009 verzeichnen, 2010 machten sich bereits deutliche Sanierungserfolge bemerkbar.

## Abstract

A single-stage, non-planted, intermittently loaded vertical-flow soil filter with subsequent phosphorus adsorption was introduced into a highly eutrophic alluvial water body in Vienna, Austria: Unteres Heustadelwasser. In this study, the impacts of restoration were examined in the second year after implementation. The study concentrated on one site in the water body and on five sites in the filter system. Samples were collected on 36 dates from January to December 2008. Analyzes included several abiotic parameters, descriptions of phytoplankton biocoenosis and biomass measurements.

The results demonstrated that phytoplankton showed a high seasonality with regard to species composition and biomass. In total 263 phytoplankton taxa were detected in the water samples. Chryso-, bacillario- and cryptophytes characterized the phytoplankton biocoenosis in spring and autumn. A Cyanoprokaryota bloom occurred from the end of May to the beginning of October and produced biomasses of up to  $54.8 \text{ mm}^3 \text{ l}^{-1}$ . In it there were mainly species from the cyanoprokaryotic orders Chroococcales (above all *Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa*, *M. flos-aquae*, *Woronichinia naegeliana* and *Snowella lacustris*) and Nostocales (above all *Anabaena planctonica*, *Anabaena spiroides* and *Aphanizomenon gracile*). Nostocales species, capable of nitrogen fixation, were found to increase from the beginning of July when levels of nitrogen were low.

The water samples before and after soil filter treatment differed significantly in a number of abiotic parameters, phytoplankton diversity and biomass. Using a discriminant analysis it was possible to classify 72 % of the total sampling sites correctly. Among the discriminant functions, particulate material (PM), soluble reactive phosphorus (SRP) and pH were the most important parameters for separating the sites before and after filtration treatment. Over the year the pH-value in the soil filter remained stable at a lower level compared to the water body. The average PM reduction in the soil filter was 46 %, whereas the average SRP increased by 82 %.

A principal component analysis also distinguished ammonium-N and nitrate-N beside other parameters as important factors for the differentiation between before and after filtration. The relatively high oxygen content in the filter led to elevated nitrification rates with an average ammonium-N reduction of 59 % and average increases in nitrate-N of 75 %, while denitrification remained low (5 %).

Results of the influence of filter treatment on phytoplankton showed a significant increase of the Shannon-Wiener diversity index and the Evenness as well as a reduction in total taxa number and phytoplankton biomass. On average the filter reduced cryptophytes by about 90 %, dinophytes 82 %, bacillariophytes 70 %, chrysophytes 65 % and chlorophytes 61 %. In contrast the cyanoprokaryote average biomass was only reduced by 47 %. A redundancy analysis was carried out to document significant correlations among 30 significant indicator taxa and abiotic factors. SRP, pH-value, oxygen and temperature were loaded on the first two axes, explaining 95 % of taxa–environmental variation.

In 2008 no effects of the restoration on the trophic level of the water body were observed. The restoration showed first results in 2009. Finally, a considerable water quality improvement was reached in 2010.

## Literaturverzeichnis

- ALLEN M. M. (1984): Cyanobacterial cell inclusions. – Ann. Rev. Microbiol. 38: 1-25.
- ANDERSEN T., SCHARTAU A. K. & E. PAASCHE (1991): Quantifying external and internal nitrogen and phosphorus pools, as well as nitrogen and phosphorus supplied through remineralization, in coastal marine plankton by means of a dilution technique. – Mar. Ecol. Prog. Ser. 69: 67-80.
- BACKHAUS K., ERICHSON B., PLINKE W. & R. WEIBER (2006): Multivariate Analysemethoden. Eine anwendungsorientierte Einführung. – 11. Auflage, Springer Verlag Berlin - Heidelberg - New York, 830 pp.
- BRÖNMARK C. & L. -A. HANSSON (2005): The biology of lakes and ponds. – Second Edition, Oxford University Press, 285pp.
- BROOKES J. D., GANF G. G. & R. L. OLIVER (2000): Heterogeneity of cyanobacterial gas-vesicle volume and metabolic activity. – J. Plankton Res. 22 (8): 1579-1589.
- BRUNBERG A.-K. & P. BLOMQVIST (2002): Benthic overwintering of *Microcystis* colonies under different environmental conditions. – J. Plankton Res. 24 (11): 1247-1252.
- CARMICHAEL W. W. (1994): The Toxins of Cyanobacteria. – Sci. Am. 270 (1): 64-72.
- CHORUS I. (1995): Müssen in der Seensanierung Gesamtphosphat-Schwellenwerte unterschritten werden, bevor das Phytoplankton eine Reaktion zeigt? – In: JAEGER D. & R. KOSCHEL (Eds.): Verfahren zur Sanierung und Restaurierung stehender Gewässer. G. Fischer Verlag, Stuttgart - Jena - New York, pp. 21-28
- DIN 38412-16 (1985): Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung. Testverfahren mit Wasserorganismen (Gruppe L). Bestimmung des Chlorophyll-a-Gehaltes von Oberflächenwasser (L 16).
- DOKULIL M. T. & C. SKOLAUT (1986): Succession of phytoplankton in a deep stratifying lake: Mondsee, Austria. – Hydrobiologia 138: 9-24.
- DOKULIL M. T. & K. TEUBNER (2000): Cyanobacterial dominance in lakes. – Hydrobiologia 438: 1-12.
- (2003): Eutrophication and restoration of shallow lakes – the concept of stable equilibria revisited. – Hydrobiologia, 506-509: 29-35.
- DONABAUM K. (1992): Der Chlorophyll-a-Gehalt von Planktonalgen. – Diss., Universität Wien, 264 pp.
- DONABAUM K., GROßSCHARTNER M. & P. RIEDLER (2009): Sanierung Heustadelwasser. Gewässerökologie 2008. – DWS Hydro-Ökologie GmbH, Bericht-Nr. 08/005-B01, 110 pp.
- DONABAUM K., RIEDLER P. , SEEBACHER F. & S. BRUNS (2006): Sanierung Unteres Heustadelwasser. Wasserrechtliches Einreichoperat. – Donabaum & Wolfram OEG, DonauConsult Zottl & Erber ZT-GmbH, Polyplan GmbH, Bericht-Nr. 05/011-B02, Wien, 47 pp.
- DORMANN C. F. & I. KÜHN (2009): Angewandte Statistik für die biologischen Wissenschaften. – 2. Auflage, Helmholtz Zentrum für Umweltforschung-UFZ, 243 pp.

- DREHER J. E. & A. GUNATILAKA (2008): Grundwassermanagement im städtischen Bereich am Beispiel 2. und 20. Bezirk in Wien. – Oesterr. Wasser- Abfallwirtsch. 60 (1-2): 9-18.
- DUFRÊNE M. & P. LEGENDRE (1997): Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. – Ecol. Monogr. 67 (3): 345-366.
- EHLERS K. & S. BRUNS (2002): Externe Phosphor-Elimination mit dem Bodenfiltersystem Neptun. – Deutsche Gesellschaft für Limnologie, Tagungsbericht, Braunschweig.
- ETTL H. (1978): Xanthophyceae, 1. Teil. – In: ETTL H., GERLOFF J. & H. HEYNING (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 3 (1). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 530 pp.
- FORSBERG C. G. & S. -O. RYDING (1980): Eutrophication parameters and trophic state indices in 30 Swedish waste-receiving lakes. – Arch. Hydrobiol. 89: 189-207.
- FUCHS G. & H. G. SCHLEGEL (2007): Allgemeine Mikrobiologie. – 8. Auflage, G. Thieme-Verlag, Stuttgart, 678 pp.
- GANF G. G. & R. L. OLIVER (1982): Vertical separation of light and available nutrients as a factor causing replacement of green algae by blue-green algae in the plankton of a stratified lake. – J. Ecol. 70: 829-844.
- GEITLER L. (1932): Cyanophyceae. – In: KOLKOWITZ R. (Ed.): Die Algen. Dr. L. Rabenhorst's Kryptogamenflora von Deutschland, Österreich und der Schweiz 14. 2. Auflage, 1196 pp.
- GEPP J. (1985): Die Auengewässer Österreichs. Bestandsaufnahme einer minimierten Vielfalt. – In: BMGU Wien (Ed.): Auengewässer als Ökozellen. Grüne Reihe 4: 13-62.
- GIBSON C. E. & R. V. SMITH (1982): Freshwater plankton. – In: CARR N.G. & B.A. WHITTON (Eds.): The biology of cyanobacteria. Botanical monographs 19, University of California Press, Berkeley - Los Angeles, pp. 463-489.
- GLAZER A. N., GINDT Y. M., CHAN C. F. & K. SAUER (1994): Selective disruption of energy flow from phycobilisomes to Photosystem I. – Photosynth. Res. 40 (2): 167-173.
- GREGOR J. & B. MARŠÁLEK (2004): Freshwater phytoplankton quantification by chlorophyll-a: a comparative study of in vitro, in vivo and in situ methods. – Water Res. 38: 517-522.
- HAPPEY-WOOD C. M. (1988): Ecology of freshwater planktonic green algae. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 175-226.
- HARRIS G. P. (1986): Phytoplankton Ecology. Structure, function and fluctuation. – Chapman and Hall, London, 384 pp.
- HEAD K. H. (1994): Manual of Soil Laboratory Testing. Volume 2: Permeability, Shear Strength and Compressibility Tests. – Second Edition, Pentech Press, London.
- HÖHN E., CLASEN J., SCHARF W., KETELAARS H. A. M., NIENHÜSER A. E., HORN H., KERSKEN H. & B. EWIG (1998): Erfassung und Bewertung von Planktonorganismen. – ATT-Technische Information Nr. 7., 2. Auflage, Arbeitsgemeinschaft Trinkwassertalsperren, AK-Biologie, Siegburg, 151 pp.

- HUBER-PESTALOZZI G. (1955): Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie, 4. Teil: Euglenophyceen. – In: THIENEMANN A. (Ed.): Die Binnengewässer 16 (4). E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 606 pp.
- HUBER-PESTALOZZI G. & B. FOTT (1968): Das Phytoplankton des Süßwasser, 3. Teil: Cryptophyceae, Chloromonadophyceae, Dinophyceae. – In: THIENEMANN A. (Ed.): Die Binnengewässer 16 (3). 2. Auflage, E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 322 pp.
- HUSZAR V. L. M., SILVA L. H. S, MARINHO M., DOMINGOS P. & C. L. SANT' ANNA (2000): Cyanoprokaryote assemblages in eight productive tropical Brazilian waters. – *Hydrobiologia* 424: 67-77.
- JANKE H. D. (2008): Umweltbiotechnik: Grundlagen und Verfahren. – 2. Auflage Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, 527 pp.
- JANSON S. & P. K. HAYES (2006): Molecular Taxonomy of Harmful Algae. – In: GRANÉLI E. & J. T. TURNER (Eds.): Ecology of harmful algae. Ecological Studies 189, Springer-Verlag, Berlin - Heidelberg, pp. 9-21.
- JUNK W. J., BAYLEY P. B. & R. E. SPARKS (1989): The flood pulse concept in river-floodplain systems. – In: DODGE, D. P. (Ed.): Proceedings of the International Large River Symposium., Can. Spec. Publ. Fish. Aquat. Sci. 106: 110-127.
- KLAPPER H. (1992): Eutrophierung und Gewässerschutz. Wassergütebewirtschaftung, Schutz und Sanierung von Binnengewässern. – 1. Auflage, G. Fischer Verlag Jena, Stuttgart, 277 pp.
- KLAVENESS D. (1988): Ecology of the Cryptomonadida: A first review. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 105-133.
- KLEE O. (1991): Angewandte Hydrobiologie. Trinkwasser – Abwasser – Gewässerschutz. – 2. Auflage, G. Thieme-Verlag, Stuttgart, 272 pp.
- KOHL J.- G. & A. NICKLISCH (1988): Ökophysiologie der Algen. Wachstum und Ressourcennutzung. – Akademie-Verlag, Berlin, 252 pp.
- KÖHLER J. (1992): Influence of turbulent mixing on growth and primary production of *Microcystis aeruginosa* in the hypertrophic Bautzen Reservoir. – *Arch. Hydrobiol.* 123: 413-429.
- KÖHLER W., SCHACHTEL G. & P. VOLESKE (2007): Biostatistik. Eine Einführung für Biologen und Agrarwissenschaftler. – 4. Auflage, Springer-Verlag, Berlin - Heidelberg, 329 pp.
- KOMÁREK J. & B. FOTT (1983): Chlorophyceae (Grünalgen). Ordnung: Chlorococcales. – In: HUBER-PESTALOZZI G. (Ed.): Das Phytoplankton des Süßwassers 7(1). E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 1044 pp.
- KOMÁREK J. & K. ANAGNOSTIDIS (1989): Modern approach to the classification system of Cyanophytes: 4. Nostocales. – *Arch. Hydrobiol. Suppl.* 82 (3)/ *Algological Studies* 56: 247-345.
- (1999): Cyanoprokaryota. 1. Teil Chroococcales. – In: Ettl H., Gärtner G., Heyning H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 19 (1). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 548 pp.

- (2005): Cyanoprokaryota. 2. Teil Oscillatoriales. – In: BÜDEL B., GÄRTNER G., KRIENITZ L. & M. SCHAGERL (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 19 (2). Spektrum Akademischer Verlag, Jena, 759 pp.
- KRAMMER K. & H. LANGE-BERTALOT (1986): Bacillariophyceae, 1.Teil: Naviculaceae. – In: Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 2 (1). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 876 pp.
- (1988): Bacillariophyceae, 2.Teil: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. – In: Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 2 (2). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 596 pp.
  - (1991a): Bacillariophyceae, 3.Teil: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. – In: Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 2 (3). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 576 pp.
  - (1991b): Bacillariophyceae, 4.Teil: Achnantheaceae, Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema. – In: Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 2 (4). G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 437 pp.
- KRIVTSOV V., BELLINGER E. G. & D. C. SIGEE (2005): Elemental composition of *Microcystis aeruginosa* under conditions of lake nutrient depletion. – *Aquat. Ecol.* 39: 123-134.
- KRUK C., MAZZEO N., LACEROT G. & C. S. REYNOLDS (2002): Classification schemes for phytoplankton: a local validation of a functional approach to the analysis of species temporal replacement. – *J. Phytoplankton Res.* 24 (9): 901-912.
- KUSEL-FETZMANN E. (2002): Die Euglenophytenflora des Neusiedler Sees (Burgenland, Österreich). – *Abhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Österreich* 32, Wien, 115 pp.
- LABER J. & R. HABERL (2000): Einsatzmöglichkeiten von bepflanzten Bodenfiltern. – *Wiener Mitteilungen*, 166: 461-475.
- LAMPERT W. & U. SOMMER (1999): *Limnoökologie*. – 2. Auflage, G. Thieme Verlag, Stuttgart, 489 pp.
- LAMPERT W., FLECKNER W., RAI H. & B. E. TAYLOR (1986): Phytoplankton control by grazing zooplankton: A study on the spring clear water phase. – *Limnol. Oceanogr.* 31: 478-490.
- LANGERGRABER G., HABERL R., LABER J. & A. PRESSL (2003): Evaluation of substrate clogging processes in vertical flow constructed wetlands. – *Water Sci. Technol.* 48 (5): 25-34.
- LAZOWSKI W. (1997): *Auen in Österreich. Vegetation, Landschaft und Naturschutz*. – Monographien, Bd. 81, Umweltbundesamt, Wien, 240 pp.
- LEGLER C. (1988): *Ausgewählte Methoden der Wasseruntersuchung. Band 1: Chemische, physikalisch-chemische und physikalische Methoden*. – G. Fischer Verlag, Jena, pp. 233-235.
- LENZENWEGER R. (1996): *Die Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1*. – *Bibliotheca Phycologica* 101, J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 162 pp.
- (1997): *Die Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 2*. – *Bibliotheca Phycologica* 102, J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 216 pp.

- (1999): Die Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 3. – Bibliotheca Phycologica 104, J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 218 pp.
- LORENZEN C. J. (1967): Determination of chlorophyll and phaeopigments: spectrophotometric equations. – Limnol. Oceanogr. 12 (2): 343-346.
- LÜDERITZ V. & U. LANGHEINRICH: Naturnahe Verfahren der Wasserreinigung als Bestandteil einer nachhaltigen Abwasserentsorgung. – 40 pp.: [http://www.hs-magdeburg.de/fachbereiche/f-wasserukreislauf/personal/professoren/luederitz/download/naturnahe\\_abwasserbehandlung.pdf/view](http://www.hs-magdeburg.de/fachbereiche/f-wasserukreislauf/personal/professoren/luederitz/download/naturnahe_abwasserbehandlung.pdf/view)
- MATTES C. (2002): Reinigungsleistung von vertikal durchströmten bepflanzten Bodenfiltern bei unterschiedlichen hydraulischen Belastungen. – Dipl., Abteilung für Siedlungswasserbau, Industriewasserwirtschaft und Gewässerschutz, Universität für Bodenkultur Wien, 109 pp.
- MCCUNE B. & M. J. MEFFORD (1999): PC- ORD for windows. Multivariate Analysis of Ecological Data. Version 4.25. – MjM Software Design, Gleneden Beach, Oregon.
- MEYER S. (2004): Hydraulic performance of reactive bed filters for wastewater treatment under different flow conditions. – Dipl., Department of Land and Water Resources Engineering, Royal Institute of Technology, Stockholm, 28 pp.
- MISSON B., SABART M., AMBLARD C. & D. LATOUR (2011): Involvement of Microcystins and colony size in the benthic recruitment of the cyanobacterium *Microcystis* (Cyanophyceae). – J. Phycol. 47(1): 42-51.
- MOSS B., MCGOWAN S. & L. CARVALHO (1994): Determination of phytoplankton crops by top-down and bottom-up mechanisms in a group of English lakes, the West Midland meres. – Limnol. Oceanogr. 39 (5): 1020-1029.
- MUNAWAR M. & I. F. MUNAWAR (1986): The seasonality of phytoplankton in the North American Great Lakes, a comparative synthesis. – Hydrobiologia 138: 85-115.
- NICHOLS J. M. & D. G. ADAMS (1982): Akinetes. – In: CARR N.G. & B.A. WHITTON (Eds.): The biology of cyanobacteria. Botanical monographs Vol. 19, University of California Press, Berkeley - Los Angeles, pp. 387-412.
- NÖGES P., NÖGES T., TUVIKENE L., SMAL H., LIGEZA S., KORNIJÓW R., PECZULA W., BÉCARES E., GARCIA-CRIADO F., ALVAREZ-CARRERA C., FERNANDEZ-ALAEZ C., FERRIOL C., MIRACLE R. M., VICENTE E., ROMO S., VAN DONK E., VAN DE BUND W., JENSEN J. P., GROSS E. M., HANSSON L.-A., GYLLSTRÖM M., NYKÄNEN M., DE EYTO E., IRVINE K., STEPHEN D., COLLINGS S. & B. MOSS (2003): Factors controlling hydrochemical and trophic state variables in 86 shallow lakes in Europe. – Hydrobiologia, 506-509: 51-58.
- OLIVER R. L. & G. G. GANF (2000): Freshwater blooms. – In: WHITTON B. A. & M. POTTS (Eds.): The Biology of Cyanobacteria: their diversity in time and space. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, pp. 149-194.
- OLIVER R. L., KINNEAR A. J. & G. G. GANF (1981): Measurements of cell density of three freshwater phytoplankters by density gradient centrifugation. – Limnol. Oceanogr. 26 (2): 285-294.
- ÖNORM EN 872 (2005): Wasserbeschaffenheit - Bestimmung suspendierter Stoffe - Verfahren durch Abtrennung mittels Glasfaserfilter.

- ÖNORM B 2505 (2009): Kläranlagen - Intermittierend beschickte Bodenfilter ("Pflanzenkläranlagen") - Anwendung, Bemessung, Bau, Betrieb, Wartung und Überprüfung.
- ÖNORM M 6244 (2006): Wasseruntersuchung. Bestimmung des pH-Wertes.
- ÖNORM M 6616 (1994): Wasseruntersuchung - Bestimmung der Temperatur.
- ÖNORM EN ISO 6878 (2004): Wasserbeschaffenheit - Bestimmung von Phosphor - Photometrisches Verfahren mittels Ammoniummolybdat (ISO 6878:2004).
- ÖNORM EN ISO 7027 (2000): Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der Trübung (ISO 7027:1999).
- ÖNORM ISO 7150-1 (1987): Wasseruntersuchung. Bestimmung von Ammonium; manuelle spektrophotometrische Methode.
- ÖNORM EN ISO 9963-1 (1996): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung der Alkalinität. Teil 1: Bestimmung der gesamten und der zusammengesetzten Alkalinität (ISO 9963-1:1994).
- ÖNORM EN ISO 9963-2 (1998): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung der Alkalinität. Teil 2: Bestimmung der Carbonatalkalinität (ISO 9963-2:1994).
- ÖNORM EN ISO 10304-1 (2009): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung von gelösten Anionen mittels Flüssigkeits-Ionenchromatographie. Teil 1: Bestimmung von Bromid, Chlorid, Fluorid, Nitrat, Nitrit, Phosphat und Sulfat (ISO 10304-1:2007).
- ÖNORM EN ISO 14911 (1999): Wasserbeschaffenheit - Bestimmung der gelösten Kationen Li<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup>, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Mn<sup>2+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Mg<sup>2+</sup>, Sr<sup>2+</sup>, und Ba<sup>2+</sup> mittels Ionenchromatographie - Verfahren für Wasser und Abwasser (ISO 14911: 1998).
- ÖNORM EN 15204 (2006): Wasserbeschaffenheit - Anleitung für die Zählung von Phytoplankton mittels der Umkehrmikroskopie (Utermöhl-Technik).
- ÖNORM EN 25814 (1993): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung des gelösten Sauerstoffs. Elektrochemisches Verfahren (ISO 5814:1990).
- ÖNORM EN 26777 (1993): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung von Nitrit. Spektrometrisches Verfahren (ISO 6777:1984).
- ÖNORM EN 27888 (1993): Wasserbeschaffenheit. Bestimmung der elektrischen Leitfähigkeit (ISO 7888: 1985).
- OTSUKA S., SUDA S., LI R., WATANABE M., OYAIZU H., MATSUMOTO S. & M. M. WATANABE (1999): Characterization of morphospecies and strains of the genus *Microcystis* (Cyanobacteria) for a re-consideration of species classification. – Phycol. Res. 47: 189-197.
- PADISÁK J. & C. S. REYNOLDS (2003): Shallow Lakes: the absolute, the relative, the functional and the pragmatic. – Hydrobiologia, 506-509: 1-11.
- PEARL H. W. (1988a): Growth and reproductive strategies of freshwater blue-green algae (Cyanobacteria). – In: SANDGREN C.D. (Ed.): Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 261-315.

- (1988b): Nuisance algal blooms in coastal, estuarine and inland waters. – *Limnol. Oceanogr.* 33: 823-847.
- PEARL H. W. & J. F. USTACH (1982): Blue-green algal scums: An explanation for their occurrence during freshwater blooms. – *Limnol. Oceanogr.* 27 (2): 212-217.
- PEARL H. W., TUCKER J. & P. T. BLAND (1983): Carotenoid enhancement and its role in maintaining blue-green algal (*Microcystis aeruginosa*) surface blooms. – *Limnol. Oceanogr.* 28 (5): 847-857.
- PEARL H. W., FULTON R., MOISANDER P. H. & J. DYBLE (2001): Harmful freshwater algal blooms, with an emphasis on cyanobacteria. – *ScientificWorldJournal* 1: 76-113.
- PERFLER R., LABER J., LANGERGRABER G. & R. HABERL (1999): Constructed wetlands for rehabilitation and reuse of surface waters in tropical and subtropical areas – first results from small-scale plots using vertical flow beds. – *Water Sci. Technol.*, 40 (3): 155-162.
- PICHER W. (2008): Grundwasserbewirtschaftung des 2. und 20. Bezirkes in Wien – Erreichung der quantitativen Ziele und Betriebserfahrungen. – *Oesterr. Wasser- Abfallwirtsch.* 60 (1-2): 19-24.
- PIERCE J. & T. OMATA (1988): Uptake and utilization of inorganic carbon by cyanobacteria. – *Photosynth. Res.* 16 (1-2): 141-154.
- PIERSON D. C., COLOM W. & M. A. RODRIGO (1994): The influence of photoinhibition and algal size on vertical variations in chlorophyll-a specific photosynthesis. – *Arch. Hydrobiol.* 129: 293-309.
- PLATZER C. (1998): Entwicklung eines Bemessungsansatzes zur Stickstoffelimination in Pflanzkläranlagen. – Diss., Berichte zur Siedlungswasserwirtschaft Nr. 6, Technischen Universität Berlin, 131 pp.
- POLLINGHER U. (1988): Freshwater armored dinoflagellates: growth, reproduction strategies, and population dynamics. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): *Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton.* Cambridge University Press, Cambridge, pp. 134-174.
- POTT R. & D. REMY (2000): *Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht: Gewässer des Binnenlandes.* – Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, 255 pp.
- QIU B. & K. GAO (2002): Effect of CO<sub>2</sub> enrichment on the bloom-forming cyanobacterium *Microcystis aeruginosa* (Cyanophyceae): physiological responses and relationships with the availability of dissolved inorganic carbon. – *J. Phycol.* 38: 721-729.
- REBECCA - Relationships between ecological and chemical status of surface waters (2003-2006): A 6th framework programme Specific Targeted Research or Innovation Project:  
<http://www.environment.fi/default.asp?contentid=237765&lan=EN>
- REDFIELD A. C. (1934): On the proportions of organic derivations in sea water and their relation to the composition of plankton. – In: DANIEL R. J. (Ed.): *James Johnstone Memorial Volume.*, University Press of Liverpool, pp. 177-192.
- REINEKE W. & M. SCHLÖMANN (2007): *Umweltmikrobiologie.* – 1. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, München, 407 pp.

- REYNOLDS C. S. (1975): Interrelations of photosynthetic behaviour and buoyancy regulation in a natural population of a blue-green alga. – *Freshwater Biol.* 5(4): 323-338.
- (1980): Phytoplankton assemblages and their periodicity in stratifying lake systems. – *Holarct. Ecol.* 3: 141-159.
  - (1984a): *The ecology of Freshwater Phytoplankton.* – Cambridge University Press, Cambr., 384 pp.
  - (1984b): Phytoplankton periodicity: the interactions of form, function and environmental variability. – *Freshwater Biol.* 14 (2): 111-142.
  - (1986): Experimental manipulations of the phytoplankton periodicity in large limnetic enclosures in Blelham Tarn, English Lake District. – *Hydrobiologia* 138: 43-64.
  - (1988): Functional morphology and the adaptive strategies of freshwater phytoplankton. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): *Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton.* Cambridge University Press, Cambridge, pp. 388-433.
  - (1994): The ecological basis for the successful biomanipulation of aquatic communities. – *Arch. Hydrobiol.* 130: 1-33.
- REYNOLDS C. S. & A. C. PETERSEN (2000): The distribution of planktonic Cyanobacteria in Irish lakes in relation to their trophic states. – *Hydrobiologia* 424: 91-99.
- REYNOLDS C. S. & A. E. WALSBY (1975): Water-blooms. – *Biol. Rev.* 50 (4): 437-481.
- REYNOLDS C. S. DOKULIL M. T. & J. PADISÁK (2000): Understanding the assembly of phytoplankton in relation to the trophic spectrum: where are we now? – *Hydrobiologia* 424: 147-152.
- REYNOLDS C. S., OLIVER R. L. & A. E. WALSBY (1987): Cyanobacterial dominance: the role of buoyancy regulation in dynamic lake environments. – *N. Z. J. Mar. Freshw. Res.* 21: 379-390.
- RIEDLER P., GROßSCHARTNER M., KUM G. & K. DONABAUM (2005): Sanierung Pratergewässer. Gewässerökologie, Vermessung und Sedimentuntersuchung 2004. – DWS Hydro-Ökologie, Bericht-Nr. 04/009-B01, 79 pp.
- RIEDLER P., GROßSCHARTNER M., KUM G., WOLFRAM G. & K. DONABAUM (2006): Sanierung Heustadelwasser. Gewässerökologie, Makrophytenbestandserhebung und Sedimentuntersuchung 2005. – DWS Hydro-Ökologie, Bericht-Nr. 05/011-B01, 105 pp.
- ROBARTS R. D. & T. ZOHARY (1987): Temperature effects on photosynthetic capacity, respiration, and growth rates of bloom-forming cyanobacteria. – *N. Z. J. Mar. Freshw. Res.* 21: 391-399.
- RUSTIGE H. & C. PLATZER (2001): Phosphorelimination in Bewachsenen Bodenfiltern. – *Wasser & Boden*, Blackwell-Wissenschafts-Verlag, Berlin 53 (3): 11-15.
- SANDGREN C. D. (1988): The ecology of chrysophyte flagellates: their growth and perennation strategies as freshwater phytoplankton. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): *Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton.* Cambridge University Press, Cambridge, pp. 9-104.
- SCHAGERL M. & K. DONABAUM (2003): Patterns of major photosynthetic pigments in freshwater algae. 1. Cyanoprokaryota, Rhodophyta and Cryptophyta. – *Ann. Limnol. - Int. J. Limnol.* 39: 35-47.

- SCHAGERL M., PICHLER C. & K. DONABAUM (2003): Patterns of major photosynthetic pigments in freshwater algae. 2. Dinophyta, Euglenophyta, Chlorophyceae and Charales. – *Ann. Limnol. - Int. J. Limn.* 39: 49-62.
- SCHEFFER M. (1998): *Ecology of shallow lakes*. – Chapman & Hall, London, 357 pp.
- SCHEFFER M., HOSPER S. H., MEIJER M.-L., MOSS B. & E. JEPPESEN (1993): Alternative equilibria in shallow lakes. – *Trends Ecol. Evol.* 8 (8): 275-279.
- SCHINDLER D. W. (1977): Evolution of phosphorus limitation in lakes: Natural mechanisms compensate for deficiencies of nitrogen and carbon in eutrophied lakes. – *Science* 195: 260-262.
- SCHMAGER C. & A. HEINE (2000): Leistungsfähigkeit von Pflanzenkläranlagen: eine statistische Analyse. – *GWF Wasser - Abwasser* 141 (5): 315-326.
- SCHOLZ I. & H. FREHSE (2004): Laboruntersuchungen zur Eliminationsleistung und Betriebssicherheit von Bodenfiltern zur Wasseraufbereitung in Schwimm- und Badeteichen. – [www.abs-naturbad.de](http://www.abs-naturbad.de)
- SCHOLZ I., FREHSE H. & J. SPIEKER (2004): Praxisorientierte Forschung zur Verbesserung der Betriebssicherheit von Schwimm- und Badeteichanlagen. Ergebnisse aus dem Arbeitskreis für Badeseen und Schwimmteiche. – *Der Schwimmteich* 3: 122 -127.
- SCHUSTER S. (2008): Auswirkungen der Grundwasserbewirtschaftung auf die Grund- und Oberflächenwasserqualität des 2. und 20. Wiener Gemeindebezirkes. – *Oesterr. Wasser- Abfallwirtsch.* 60 (1-2): 25-33.
- SCHUSTER S. & W. PICHER (2006): Does the fully automated groundwater management system lastingly influence the water quality of the 2nd and 20th district? – 36th IAD Conference, Klosterneuburg & Vienna.
- SCHWOERBEL J. & H. BRENDELBERGER (2005): *Einführung in die Limnologie*. – 9.Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 340 pp.
- SHAPIRO J. (1990): Current beliefs regarding dominance by blue-greens: the case for the importance of CO<sub>2</sub> and pH. – *Verh. Internat. Verein Limnol.* 24: 38-54.
- SMITH V. H. (1983): Low nitrogen to phosphorus ratios favor dominance by blue-green algae in lake phytoplankton. – *Science* 221: 669-671.
- SIVONEN K., NIEMALÄ S. I., NIEMI R. M., LEPISTÖ L., LUOMA T. H. & L. A. RÄSÄNEN (1990): Toxic cyanobacteria (blue-green algae) in Finnish fresh and coastal waters. – *Hydrobiologia* 190 (3): 267-275.
- SOMMER U. (1983): Nutrient competition between phytoplankton species in multispecies chemostat experiments. – *Arch. Hydrobiol.* 96: 399-416.
- (1986): The periodicity of phytoplankton in Lake Constance (Bodensee) in comparison to other deep lakes of central Europe. – *from Hydrobiologia* 138: 1-7.
  - (1988): Growth and survival strategies of planktonic diatoms. – In: SANDGREN C.D. (Ed.): *Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton*. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 227-260.

- (1989): Plankton ecology: succession in plankton communities. – Springer-Verlag, Berlin, 369 pp.
- SOMMER U., GLIWICZ Z. M., LAMPERT W. & A. DUNCAN (1986): The PEG-model of seasonal succession of planktonic events in fresh waters. – Arch. Hydrobiol. 106(4): 433-471.
- STARMACH K. (1985): Chrysophyceae und Haptophyceae. – In: Ettl H. J. Gerloff, Heyning H. & D. Mollenhauer (Eds.): Süßwasserflora von Mitteleuropa 1. G. Fischer Verlag, Stuttgart - New York, 515 pp.
- STEELE J. H. & I. E. BAIRD (1961): Relations between primary production, chlorophyll and particulate carbon. – Limnol. Oceanogr. 6: 68-78.
- (1962): Further relations between primary production, chlorophyll and particulate carbon. – Limnol. Oceanogr. 7: 42-47.
  - (1965): The chlorophyll-a content of particulate organic matter in the northern North Sea. – Limnol. Oceanogr. 10: 261-267.
- STEINBERG C. E. W. & H. M. HARTMANN (1988): Planktonic bloom-forming cyanobacteria and the eutrophication of lakes and rivers. – Freshwater Biol. 20 (2): 279-287.
- STEVENSON D. G. (1997): Flow and filtration through granular media – the effect of grain and particle size dispersion. – Water Res. 31 (2): 310-322.
- TAKAMURA N., YASUNO M. & K. SUGAHARA (1984): Overwintering of *Microcystis aeruginosa* Kütz. in a shallow lake. – J. Plankton Res. 6 (6): 1019-1029.
- TAKANO K. & S. HINO (2000): Effect of temperature and soluble reactive phosphorus on abundance of *Aphanizomenon flos-aquae* (Cyanophyceae). – Phycol. Res. 48: 9-13.
- TER BRAAK C. J. F. & P. SMILAUER (2002): CANOCO for Windows, version 4.5. – Biometris - Plant Research International, Wageningen.
- TILMAN D. (1976): Ecological competition between algae: experimental confirmation of resource-based competition theory. – Science 192: 463-465.
- TINS W. (1982): Produktionsbiologische und Populationsdynamische Untersuchungen an natürlichen Phytoplanktonpopulationen, bei Phosphatdüngung mit unterschiedlichen Zufuhraten. – Diss., Fakultät für Biologie der Ludwig-Maximilians-Universität, München, 182 pp.
- TSUJIMURA S., ISHIKAWA K. & H. TSUKADA (2001): Effect of temperature on growth of the cyanobacterium *Aphanizomenon flos-aquae* in Lake Biwa and Lake Yogo. – Phycol. Res. 49: 275-280.
- UTERMÖHL H. (1958): Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. – Mitt. Int. Ver. Theor. Angew. Limnol. 9: 1-38.
- VOLLHOFER O. & M. SAMEK (2008): 10 Jahre Grundwasserbewirtschaftung im 2. und 20. Bezirk Wiens – Beitrag der Amtssachverständigen für Grundwasserwirtschaft. – Oesterr. Wasser- Abfallwirtsch. 60 (1-2): 1-8.
- WALSBY A. E. (1994): Gas vesicles. – Microbiol. Rev. 58 (1): 94-144.

- WARD J. V. & J. A. STANFORD (1995a): The serial discontinuity concept: extending the model to floodplain rivers. – Reg. Rivers: Res. Mgmt. 10: 159-168.
- (1995b): Ecological connectivity in alluvial river ecosystems and its disruption by flow regulation. – Reg. Rivers: Res. Mgmt. 11: 105-119.
- WIMMER S. (2010): Grundwasserbilanz der Pratergewässer. Modellierung und Datenanalyse. – Pöyry energy GmbH, Studie im Auftrag der MA 45, 39 pp.
- WISSING F. & K. HOFMANN (2002): Wasserreinigung mit Pflanzen. – 2. Auflage, Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart, 273 pp.
- WOLFRAM G., DOKULIL M. T., PALL K., REICHMANN M., SCHULZ L., ARGILLIER C., DE BORTOLI J., MARTINEZ P.-J., RIOURY C., HOEHN E., RIEDMÜLLER U., SCHAUMBURG J., STELZER D., BUZZI F., DALMIGLIO A., MORABITO G., MARCHETTO A., REMEC-REKAR Š. & G. URBANIČ (2007): Intercalibration Exercise. Technical Report + Annexes. – Alpine GIG (Lakes), Vienna – Ispra.
- WOŁOWSKI K. & F. HINDÁK (2005): Atlas of Euglenophytes. – VEDA Publishing House of the Slovak Academy of Sciences, Bratislava, Czech Republic, 136 pp.
- WRIGHT S. W., JEFFREY S. W., MANTOURA R. F. C., LLEWELLYN C. A., BJØRNLAND T., REPETA D. & N. WELSCHMEYER (1991): Improved HPLC method for the analysis of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton. – Mar. Ecol. Prog. Ser. 77: 183-196.
- YAMAMOTO Y. & H. NAKAHARA (2005): Competitive dominance of the cyanobacterium *Microcystis aeruginosa* in nutrient-rich culture conditions with special reference to dissolved inorganic carbon uptake. – Phycol. Res. 53: 201-208.
- (2006): Seasonal variations in the diel vertical distribution of phytoplankton and zooplankton in a shallow pond. – Phycol. Res. 54: 280-293.

## Abkürzungsverzeichnis

|         |   |
|---------|---|
| Chl-a   | Chlorophyll-a   |
| DA      | Discriminant Analysis (Diskriminanzanalyse)                                       |
| DCA     | Detrended Correspondence Analysis   |
| DN      | Dissolved Nitrogen (gelöster Stickstoff)  |
| DOC     | Dissolved Organic Carbon (gelöster organischer Kohlenstoff)                       |
| DP      | Dissolved Phosphorus (gelöster Phosphor)  |
| GesbioV | Gesamtbiovolumen  |
| HPLC    | High Performance Liquid Chromatography (Hochleistungsflüssigkeitschromatographie) |
| ISA     | Indicator Species Analysis (Indikatorartenanalyse)                                |
| OTE     | Operative Taxonomische Einheit  |
| PAR     | Photosynthetically Active Radiation (photosynthetisch aktive Strahlung)           |
| PCA     | Principal Component Analysis (Hauptkomponentenanalyse)                            |
| PIM     | Particulate Inorganic Matter (partikuläres anorganisches Material)                |
| PM      | Particulate Matter (partikuläres Material)  |
| PN      | Particulate Nitrogen (partikulärer Stickstoff)                                    |
| POM     | Particulate Organic Matter (partikuläres organisches Material)                    |
| PP      | Particulate Phosphorus (partikulärer Phosphor)                                    |
| RDA     | Redundancy Analysis (Redundanzanalyse)  |
| SOP     | Standard Operating Procedure (Standardvorgehensweise)                             |
| SRP     | Soluble Reactive Phosphorus (gelöster reaktiver Phosphor)                         |
| SRSi    | Soluble Reactive Silicon (gelöstes reaktives Silikat)                             |
| SUP     | Soluble Unreactive Phosphorus (gelöster nicht reaktiver Phosphor)                 |
| TN      | Total Nitrogen (Gesamtstickstoff)   |
| TP      | Total Phosphorus (Gesamtphosphor)   |

## Abbildungsverzeichnis

|          |   |    |
|----------|---|----|
| Abb. 1:  | Lageplan des Unteren Heustadelwassers in Wien/Österreich.....   | 6  |
| Abb. 2:  | Pegelganglinie (Pegel 1925.056) und Dotationsverlauf 2008. ....   | 8  |
| Abb. 3:  | Isobathenkarte mit Probenpunkten im Unteren Heustadelwasser.....  | 9  |
| Abb. 4:  | Schematische Darstellung der Neptunanlage.....  | 13 |
| Abb. 5:  | Probenpunkte.....   | 14 |
| Abb. 6:  | Temperatur, Leitfähigkeit, Sauerstoffsättigung [%] und pH-Wert.....   | 23 |
| Abb. 7:  | Jahresmittel und Standardabweichungen von TP und TP-Fraktionen .....  | 25 |
| Abb. 8:  | SRP-, PP- und TP-Konzentrationen .....  | 25 |
| Abb. 9:  | Jahresmittel und Standardabweichungen der Stickstoff-Fraktionen.....  | 28 |
| Abb. 10: | Verlauf der Ammonium-N-Konzentrationen .....  | 28 |
| Abb. 11: | Nitrat-N-Konzentrationen. ....  | 28 |
| Abb. 12: | Anorganischer Stickstoff und Cyanoprokaryota-Biovolumina .....  | 29 |
| Abb. 13: | SRSi-Konzentrationen und Bacillariophyceen-Biovolumina.....   | 30 |
| Abb. 14: | Jahresmittel und Standardabweichungen von PM, POM und PIM.....  | 32 |
| Abb. 15: | Regression zwischen Chlorophyll-a und Gesamtbiovolumina .....   | 32 |
| Abb. 16: | POM, Chlorophyll-a und Gesamtbiovolumina .....  | 33 |
| Abb. 17: | Biovolumina und GesbioV-Anteile der Algenklassen und Cyanoprokaryota .....  | 34 |
| Abb. 18: | Shannon-Wiener-Index und Evenness .....   | 39 |
| Abb. 19: | Gesamtbiovolumenanteile der Algenklassen und Cyanoprokaryota nach der HPLC- und.....<br>Zähl-Methode.....                               | 41 |
| Abb. 20: | Taxazahlen der Algenklassen und Cyanoprokaryota .....   | 42 |
| Abb. 21: | RDA-Biplot der Indikatortaxa und Umweltparameter .....  | 50 |
| Abb. 22: | RDA-Biplot der Stellen und Umweltparameter.....   | 50 |
| Abb. 23: | Klassifizierung der Stellen vor (H3 und V) und nach dem Bodenfilter (B und S) durch.....<br>die ersten zwei Diskriminanzfunktionen..... | 52 |
| Abb. 24: | PCA-FaktorwertepLOTS der rotierten Lösung .....   | 59 |
| Abb. 25: | Trophiediagramm mit Grenzwerten nach FORSBERG & RYDING (1980).....  | 69 |

## Tabellenverzeichnis

|          |  |    |
|----------|--|----|
| Tab. 1:  | Morphometrische Kennzahlen des Unteren Heustadelwassers. ....  | 10 |
| Tab. 2:  | Ionenchemie des Unteren Heustadelwassers. ....   | 11 |
| Tab. 3:  | Theoretische Wassererumwälzraten der Jahre 2007 und 2008. ....   | 14 |
| Tab. 4:  | Gemessene physikalisch-chemische und hydrochemische Parameter. ....                                    | 16 |
| Tab. 5:  | Vergleich der je 10 höchsten mittleren Biovolumina .....   | 38 |
| Tab. 6:  | Taxazahlen der Algenklassen und Cyanoprokaryota sowie deren Anteile an der.....<br>Gesamttaxazahl..... | 43 |
| Tab. 7:  | 25 häufigste Phytoplanktontaxa aus den qualitativen Analysen.....                                      | 44 |
| Tab. 8:  | Signifikante ( $p < 0,05$ ) Indikatorarten aus der Indikatorartenanalyse. ....                         | 47 |
| Tab. 9:  | Ergebnisse der Redundanzanalyse. ....  | 48 |
| Tab. 10: | Ergebnisse der Diskriminanzanalyse.....  | 51 |
| Tab. 11: | Rotierte PCA-Faktorladungsmatrix. ....   | 53 |
| Tab. 12: | Phytoplankton-Taxaliste des Unteren Heustadelwassers .....   | 87 |
| Tab. 13: | Wilcoxon-Testergebnisse.....   | 93 |

## Annex

**Tab. 12: Phytoplankton-Taxaliste des Unteren Heustadelwassers (Jänner bis Dezember 2008).**

Aktuelle Taxanamen nach REBECCA (2003-2006); Abkürzungen: REB. ID (REB-ID). Relative Häufigkeiten der Termine, an denen ein Taxon gefunden wurde: - (an keinem Termin), + (an 1-11 Terminen), ++ (an 12-23 Terminen), +++ (an 13-36 Terminen).

| REB.-ID                | Taxa  | H3  | V   | B   |
|------------------------|---|-----|-----|-----|
| <b>Cyanoprokaryota</b> |   |     |     |     |
| R1544                  | <i>Anabaena planctonica</i> Brunnthaler 1903                            | +++ | +++ | ++  |
| R1549                  | <i>Anabaena spiroides</i> Klebahn 1895                                  | ++  | ++  | +   |
| R1562                  | <i>Aphanizomenon flos-aquae</i> (Linn.) Ralfs ex Bornet & Flahault 1888 | +   | +   | +   |
| R1558                  | <i>Aphanizomenon gracile</i> Lemmermann 1910                            | +   | +   | +   |
| R1560                  | <i>Aphanizomenon</i> sp. Morren ex Bornet & Flahault 1888               | +   | +   | +   |
| R1423                  | <i>Aphanocapsa</i> sp. Nägeli 1849                                      | +   | +   | +   |
| R1432                  | <i>Aphanothece</i> sp. Nägeli 1849                                      | +   | +   | +   |
| R1462                  | <i>Chroococcus dispersus</i> (Keissler) Lemmermann 1904                 | +   | +   | +   |
| R1436                  | <i>Chroococcus limneticus</i> Lemmermann 1898                           | -   | +   | +   |
| R1438                  | <i>Chroococcus minutus</i> (Kützing) Nägeli 1849                        | +   | +   | +   |
| R1443                  | <i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli 1849                       | +   | -   | +   |
| R1446                  | <i>Chroococcus</i> sp. Nägeli 1849                                      | +   | +   | +   |
|                        | <i>Gomphosphaeria aponina</i> Kützing 1836                              | +   | -   | -   |
| R1580                  | <i>Heteroleibleinia</i> sp. (Geitler) Hoffmann 1985                     | +   | +   | +   |
| R1582                  | <i>Leptolyngbya</i> sp. Anagnostidis et Komárek 1988                    | -   | +   | +   |
| R1609                  | <i>Limnothrix</i> sp. M.E. Meffert 1988                                 | -   | +   | -   |
| R1583                  | <i>Lyngbya martensiana</i> Meneghini 1837                               | +   | +   | -   |
| R1476                  | <i>Lyngbya</i> sp. C. Agardh ex Gomont 1892                             | -   | +   | -   |
| R1479                  | <i>Merismopedia minima</i> Beck 1897                                    | +   | +   | -   |
| R1487                  | <i>Merismopedia tenuissima</i> Lemmermann 1898                          | +   | -   | -   |
| R1499                  | <i>Microcystis aeruginosa</i> Kützing 1846                              | +++ | +++ | +++ |
| R1498                  | <i>Microcystis flos-aquae</i> (Wittrock) Kirchner 1898                  | +++ | +++ | +++ |
| R1592                  | <i>Microcystis viridis</i> (A.Braun) Lemmermann 1903                    | ++  | ++  | ++  |
| R1634                  | <i>Microcystis wesenbergii</i> (Komárek) Komárek 1968                   | +++ | +++ | +++ |
| R1597                  | <i>Oscillatoria limosa</i> C. Agardh ex Gomont 1892                     | +   | +   | -   |
| R1606                  | <i>Oscillatoria tenuis</i> Agardh ex Gomont 1892                        | +   | +   | +   |
| R2149                  | <i>Phormidium</i> sp. Kützing ex Gomont 1892                            | +   | +   | +   |
|                        | <i>Planktolyngbya contorta</i> (Lemmerm.) Anagn. & Komárek 1988         | +   | -   | -   |
|                        | <i>Planktolyngbya lacustris</i> (Lemmerm.) Anagn. & Komárek 1988        | -   | +   | -   |
| R1618                  | <i>Planktolyngbya limnetica</i> (Lemmerm.) Kom.-Legn. & Cronberg 1992   | -   | +   | -   |
| R1611                  | <i>Planktolyngbya</i> sp. Anagnostidis et Komárek 1988                  | +   | +   | +   |
|                        | <i>Planktothrix</i> sp. Anagnostidis et Komárek 1988                    | +   | -   | -   |
| R1623                  | <i>Pseudanabaena</i> sp. Lauterborn 1915                                | -   | +   | -   |
| R1510                  | <i>Snowella lacustris</i> (Chodat) Komárek & Hindák 1988                | +++ | +++ | +++ |
|                        | <i>Tychonema bornetii</i> (Zukal) Anagnostidis et Komárek 1988          | +   | +   | +   |
| R1525                  | <i>Woronichinia naegeliana</i> (Unger) Elenkin 1933                     | +++ | +++ | +++ |
| <b>Chrysophyceae</b>   |   |     |     |     |
| R1054                  | <i>Chrysopyxis</i> sp. Stein 1878                                       | -   | +   | -   |
| R1171                  | <i>Chrysoflagellat</i> sp. Pascher 1914 (chrysophyceae)                 | +   | -   | -   |
| R1066                  | <i>Dinobryon bavaricum</i> Imhof 1890                                   | +   | +   | +   |

| REB.-ID                  | Taxa   | H3  | V   | B   |
|--------------------------|--|-----|-----|-----|
| R1070                    | <i>Dinobryon cylindricum</i> Imhof 1887                      | +   | +   | -   |
| R1073                    | <i>Dinobryon divergens</i> Imhof 1887                        | +++ | ++  | +   |
| R1081                    | <i>Dinobryon sertularia</i> Ehrenberg 1838                   | +   | -   | -   |
| R1083                    | <i>Dinobryon sociale</i> Ehrenberg 1838                      | ++  | +   | +   |
| R1109                    | <i>Mallomonas</i> sp. Perty 1852                             | +   | +   | +   |
| R1141                    | <i>Synura</i> sp. Ehrenberg 1835                             | +   | +   | +   |
| R1151                    | <i>Uroglena</i> sp. Ehrenberg 1834                           | +   | +   | +   |
| <b>Xanthophyceae</b>     |  |     |     |     |
|                          | <i>Goniochloris fallax</i> Fott 1957                         | +   | +   | +   |
| R5075                    | <i>Goniochloris pseudogigas</i> (Bourrelly) Bourrelly        | +   | +   | -   |
|                          | <i>Goniochloris</i> sp. Geitler 1928                         | +   | +   | -   |
| R1851                    | <i>Ophiocytium capitatum</i> Wolle 1887                      | +   | +   | +   |
| R1338                    | <i>Pseudostaurastrum limneticum</i> (Borge) Chodat           | +   | +   | +   |
|                          | <i>Teraplektron acutum</i> (Pascher) Fott 1957               | +   | +   | +   |
|                          | <i>Tetraplektron laevis</i> (Bourrelly) Ettl                 | +   | +   | +   |
| R1868                    | <i>Tribonema</i> sp. Derbes & Solier 1856                    | -   | +   | -   |
| <b>Bacillariophyceae</b> |  |     |     |     |
| R0016                    | <i>Acanthoceras zachariasii</i> (Brun) Simonsen 1979         | ++  | ++  | +   |
|                          | <i>Achnanthes biasolettiana</i> Grunow 1880                  | +   | -   | -   |
| R0118                    | <i>Achnantheidium minutissimum</i> (Kützing) Czarnecki 1994  | ++  | +++ | ++  |
|                          | <i>Amphora libyca</i> Ehrenberg 1840                         | +++ | ++  | +   |
| R0130                    | <i>Amphora ovalis</i> (Kützing) Kützing 1844                 | ++  | ++  | +   |
| R0131                    | <i>Amphora pediculus</i> (Kützing) Grunow ex A. Schmidt 1875 | ++  | ++  | +   |
| R0132                    | <i>Amphora</i> sp. Ehrenberg ex Kützing 1844                 | -   | +   | +   |
| R0135                    | <i>Asterionella formosa</i> Hassall 1850                     | +++ | +++ | +++ |
| R0020                    | <i>Aulacoseira ambigua</i> (Grunow) Simonsen 1979            | +   | +   | +   |
| R0023                    | <i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Simonsen 1979       | +++ | +++ | ++  |
| R0030                    | <i>Aulacoseira</i> sp. Thwaites 1848                         | +   | -   | +   |
| R0142                    | <i>Caloneis silicula</i> (Ehrenberg) Cleve 1894              | -   | +   | -   |
| R0154                    | <i>Cocconeis pediculus</i> Ehrenberg 1838                    | +   | +   | -   |
|                          | <i>Cocconeis pseudolineata</i> Geitler 1927                  | +++ | +++ | ++  |
| R2124                    | <i>Craticula cuspidata</i> (Kützing) Kützing 1990            | ++  | +   | +   |
| R0040                    | <i>Cyclotella bodanica</i> Grunow 1878                       | +++ | ++  | ++  |
| R2195                    | <i>Cyclotella cyclopuncta</i> Hakansson & Carter 1990        | +   | +   | +   |
| R0047                    | <i>Cyclotella meneghiniana</i> Kützing 1844                  | +++ | +++ | ++  |
| R0048                    | <i>Cyclotella ocellata</i> Pantocsek 1901                    | +++ | +++ | ++  |
| R0051                    | <i>Cyclotella radiosa</i> (Grunow) Lemmermann 1900           | +++ | +++ | +++ |
| R0161                    | <i>Cymatopleura elliptica</i> (Brébisson) W.Smith 1851       | -   | +   | -   |
| R0162                    | <i>Cymatopleura solea</i> (Brébisson) W.Smith 1851           | +++ | +++ | ++  |
| R2310                    | <i>Cymbella affinis</i> Kützing 1844                         | +   | +   | -   |
| R0165                    | <i>Cymbella aspera</i> (Ehrenberg) Peragallo 1849            | +   | +   | +   |
| R0167                    | <i>Cymbella cistula</i> (Ehrenberg) Kirchner 1878            | +   | +   | -   |
|                          | <i>Cymbella incerta</i> (Grunow) Cleve 1894                  | -   | +   | -   |
| R0172                    | <i>Cymbella lanceolata</i> (Ehrenberg) Kirchner 1878         | +++ | +++ | +   |
|                          | <i>Cymbella proxima</i> Reimer 1975                          | +   | -   | -   |

| REB.-ID | Taxa   | H3  | V   | B   |
|---------|--|-----|-----|-----|
| R0178   | <i>Cymbella tumida</i> (Brébisson) Van Heurck 1880                   | +   | +   | -   |
| R0177   | <i>Cymbella</i> sp. C. Agardh 1830                                   | ++  | +   | +   |
| R2513   | <i>Cymbopleura inaequalis</i> Kützing 2003                           | +++ | +++ | +   |
| R0189   | <i>Diatoma tenuis</i> C. Agardh 1812                                 | +   | +   | +   |
| R0191   | <i>Diatoma vulgare</i> Bory De Saint Vincent 1824                    | +   | +   | -   |
| R2163   | <i>Encyonema caespitosum</i> (Kützing) Brun 1849                     | +++ | ++  | +   |
| R2142   | <i>Encyonema minutum</i> Hilse 1990                                  | +   | +   | +   |
| R2061   | <i>Encyonema prostratum</i> (Berkeley) Cleve 1884                    | +   | +   | -   |
| R0199   | <i>Epithemia adnata</i> (Kützing) Brébisson 1838                     | +++ | +++ | +   |
| R0200   | <i>Epithemia sorex</i> Kützing 1844                                  | ++  | ++  | +   |
| R0201   | <i>Epithemia</i> sp. Brébisson ex Kützing 1844                       | +   | +   | -   |
| R0203   | <i>Eunotia arcus</i> Ehrenberg 1837                                  | +   | -   | -   |
| R0212   | <i>Eunotia</i> sp. Ehrenberg 1837                                    | +   | +   | -   |
| R0218   | <i>Fragilaria capucina</i> Desmazières 1825                          | +++ | +++ | +++ |
| R0223   | <i>Fragilaria crotonensis</i> Kitton 1869                            | +++ | +++ | +++ |
| R0238   | <i>Fragilaria</i> sp. Lyngbye 1819                                   | +   | +   | +   |
| R0255   | <i>Gomphonema acuminatum</i> Ehrenberg 1832                          | +   | +   | -   |
|         | <i>Gomphonema olivaceum</i> v. <i>olivaceum</i> (Hornem.) Bréb. 1838 | +   | +   | +   |
| R0272   | <i>Gomphonema truncatum</i> Ehrenberg 1832                           | +   | ++  | +   |
| R0271   | <i>Gomphonema</i> sp. Ehrenberg 1832                                 | +   | +   | -   |
| R0273   | <i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst 1853                | +   | -   | -   |
| R0274   | <i>Gyrosigma attenuatum</i> (Kützing) Rabenhorst 1853                | ++  | ++  | +   |
| R0279   | <i>Gyrosigma</i> sp. Hassall 1843                                    | +   | +   | -   |
| R2070   | <i>Hippodonta capitata</i> Ehrenberg 1996                            | +   | +   | -   |
| R0062   | <i>Melosira varians</i> C. Agardh 1827                               | +   | +   | +   |
| R1989   | <i>Melosira</i> sp. Agardh 1824                                      | -   | +   | -   |
|         | <i>Navicula angusta</i> Grunow 1860                                  | -   | +   | -   |
| R0296   | <i>Navicula cryptotenella</i> Lange-Bertalot 1985                    | ++  | ++  | +   |
| R0309   | <i>Navicula lanceolata</i> (Agardh) Ehrenberg 1838                   | +   | +   | -   |
| R0312   | <i>Navicula menisculus</i> Schumann 1867                             | +   | +   | +   |
| R0315   | <i>Navicula oblonga</i> (Kützing) Kützing 1844                       | +++ | +++ | +   |
| R0324   | <i>Navicula radiosa</i> Kützing 1844                                 | ++  | +   | +   |
| R0329   | <i>Navicula rhynchocephala</i> Kützing 1844                          | -   | +   | +   |
| R0335   | <i>Navicula</i> sp. Bory De Saint Vincent 1822                       | ++  | ++  | +   |
| R0343   | <i>Nitzschia acicularis</i> (Kützing) W.Smith 1853                   | ++  | +   | +   |
| R0355   | <i>Nitzschia capitellata</i> Hustedt 1922                            | -   | +   | +   |
| R0360   | <i>Nitzschia dissipata</i> (Kützing) Rabenhorst 1862                 | -   | +   | +   |
|         | <i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.Smith 1853                      | +   | +   | -   |
| R0382   | <i>Nitzschia palea</i> (Kützing) W.Smith 1856                        | +   | +   | +   |
| R0391   | <i>Nitzschia sigma</i> (Kützing) W. Smith 1853                       | +   | -   | -   |
| R0392   | <i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch) W.Smith 1853                    | +++ | +++ | +   |
| R0397   | <i>Nitzschia sublinearis</i> Hustedt 1930                            | +   | +   | -   |
| R0394   | <i>Nitzschia</i> sp. Hassall 1845                                    | ++  | +   | +   |
| R0411   | <i>Pinnularia maior</i> (Kützing) Rabenhorst 1853                    | ++  | ++  | +   |
| R0415   | <i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehrenberg 1843                   | +   | +   | -   |
| R0414   | <i>Pinnularia</i> sp. Ehrenberg 1843                                 | +   | +   | +   |
| R2053   | <i>Planothidium lanceolatum</i> (Bréb. ex Kützing) Lange-Bert. 1999  | +   | ++  | +   |

| REB.-ID               | Taxa   | H3  | V   | B   |
|-----------------------|--|-----|-----|-----|
| R2167                 | <i>Platessa conspicua</i> (A. Mayer) Lange-Bertalot 2004                         | +   | -   | -   |
| R0418                 | <i>Rhoicosphenia abbreviata</i> (C. Agardh) Lange-Bertalot 1980                  | +   | +   | -   |
| R0421                 | <i>Rhopalodia gibba</i> (Ehrenberg) O.Müller 1895                                | +   | ++  | +   |
| R2523                 | <i>Sellaphora bacillum</i> Ehrenberg 1989  | +   | +   | -   |
| R2074                 | <i>Sellaphora pupula</i> Kützing 1902  | +   | +   | +   |
| R0425                 | <i>Stauroneis phoenicenteron</i> (Nitzsch) Ehrenberg 1843                        | +++ | +++ | +   |
| R2169                 | <i>Staurosira construens</i> Ehrenberg 1843                                      | +++ | ++  | +   |
| R2579                 | <i>Staurosirella leptostauron</i> (Ehrenb.) D.M.Williams & Round 1987            | +   | +   | -   |
| R0079                 | <i>Stephanodiscus hantzschii</i> Grunow 1880                                     | +   | +   | +   |
|                       | <i>Surirella biseriata</i> Brébisson 1836  | +   | +   | +   |
| R0435                 | <i>Surirella</i> sp. Turpin 1828   | +   | -   | -   |
| R0442                 | <i>Tabellaria flocculosa</i> (Roth) Kützing 1844                                 | +   | +   | -   |
| R2172                 | <i>Ulnaria capitata</i> (Brébisson) Compère in Jahn et al. 2001                  | -   | +   | +   |
| R2174                 | <i>Ulnaria delicatissima</i> var. <i>angustissima</i> (Grun.)Aboal et Silva 2004 | +++ | +++ | +++ |
| R2175                 | <i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Compère in Jahn et al. 2001                        | -   | +   | -   |
| R2548                 | <i>Urosolenia eriensis</i> (H.L. Smith) Round & rawford 1990                     | +   | +   | -   |
| <b>Cryptophyceae</b>  |  |     |     |     |
| R1375                 | <i>Chroomonas</i> sp. Hansgirg 1885  | +   | +   | -   |
| R1378                 | <i>Cryptomonas erosa</i> Ehrenberg 1838  | ++  | +   | +   |
| R1382                 | <i>Cryptomonas marssonii</i> Skuja 1948  | +   | +   | +   |
| R1394                 | <i>Cryptomonas</i> sp. Ehrenberg 1838  | +   | +   | +   |
| R1409                 | <i>Rhodomonas</i> sp. Karsten 1898   | -   | +   | +   |
| <b>Dinophyceae</b>    |  |     |     |     |
| R1672                 | <i>Ceratium hirundinella</i> (O.F.Müller) Dujardin 1841                          | ++  | ++  | +   |
| R2590                 | <i>Diplopsalis acuta</i> (Apstein) Entz 1906                                     | +   | -   | -   |
|                       | <i>Gymnodinium palustre</i> Schilling 1891                                       | +   | +   | +   |
| R1654                 | <i>Gymnodinium</i> sp. F. Stein 1878   | +   | +   | +   |
| R2116                 | <i>Peridiniopsis cunningtonii</i> Lemmermann 1907                                | +   | -   | -   |
| R1704                 | <i>Peridinium willei</i> Huitfeldt-Kaas 1900                                     | +   | +   | +   |
| R1699                 | <i>Peridinium</i> sp. Ehrenberg 1832   | +++ | +++ | ++  |
| <b>Euglenophyceae</b> |  |     |     |     |
|                       | <i>Astasia harisii</i> Pringsheim  | +   | -   | -   |
| R1712                 | <i>Colacium</i> sp. Ehrenberg 1833   | ++  | +   | +   |
| R1714                 | <i>Euglena acus</i> Ehrenberg 1830   | +   | +   | +   |
|                       | <i>Euglena agilis</i> Carter 1856  | +   | -   | -   |
|                       | <i>Euglena caudata</i> Hübner 1886   | +   | +   | -   |
|                       | <i>Euglena deses</i> Ehrenberg 1833  | +   | -   | -   |
| R2583                 | <i>Euglena ehrenbergii</i> Klebs 1883  | +   | +   | +   |
|                       | <i>Euglena gymnodinoides</i> Zakryš  | -   | +   | -   |
| R2585                 | <i>Euglena oblonga</i> F. Schmitz 1884   | +   | +   | +   |
| R1721                 | <i>Euglena oxyuris</i> Schmarda 1846   | +   | +   | +   |
| R2335                 | <i>Euglena subehrenbergii</i> Skuja 1948   | +   | -   | +   |
| R2586                 | <i>Euglena texta</i> (Dujardin) Hübner 1886                                      | ++  | ++  | ++  |

| REB.-ID              | Taxa   | H3  | V   | B   |
|----------------------|--|-----|-----|-----|
| R1711                | <i>Euglena viridis</i> Ehrenberg 1830                        | +   | +   | +   |
| R1726                | <i>Euglena</i> sp. Ehrenberg 1830                            | +   | +   | +   |
| R2546                | <i>Monomorphina pyrum</i> (Ehrenberg) Mereschkowski 1877     | +   | +   | -   |
| R1741                | <i>Phacus longicauda</i> (Ehrenberg) Dujardin 1841           | +   | +   | +   |
| R1743                | <i>Phacus orbicularis</i> K. Hübner 1886                     | ++  | ++  | ++  |
| R1744                | <i>Phacus pleuronectes</i> (O.F.Müller) Dujardin 1841        | +   | -   | -   |
| R1751                | <i>Phacus tortus</i> (Lemmermann) Skvortsov 1928             | ++  | ++  | +   |
| R1748                | <i>Phacus</i> sp. Dujardin 1841                              | +   | +   | +   |
| R1773                | <i>Trachelomonas</i> sp. Ehrenberg 1833                      | +   | -   | -   |
| <b>Chlorophyceae</b> |  |     |     |     |
| R0471                | <i>Actinastrum hantzschii</i> Lagerheim 1882                 | +   | +   | +   |
| R0477                | <i>Ankistrodesmus bibraianus</i> (Reinsch) Korshikov 1953    | ++  | ++  | ++  |
| R0480                | <i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs 1848            | -   | +   | +   |
| R0481                | <i>Ankistrodesmus fusiformis</i> Corda 1838                  | +   | +   | +   |
| R0493                | <i>Botryococcus braunii</i> Kützing 1849                     | +++ | +++ | +++ |
| R0903                | <i>Bulbochaete</i> sp. Agardh 1817                           | +   | +   | -   |
| R0941                | <i>Chlamydomonas</i> spp. Ehrenberg 1833                     | +   | +   | +   |
| R0506                | <i>Chlorococcum</i> cf. sp. Meneghini 1842                   | +   | +   | +   |
| R0523                | <i>Coelastrum astroideum</i> De Notaris 1867                 | +++ | ++  | +   |
| R0527                | <i>Coelastrum microporum</i> Nägeli in A.Braun 1855          | +   | +   | +   |
| R0530                | <i>Coelastrum reticulatum</i> (Dangeard) Senn 1899           | ++  | +   | +   |
| R0531                | <i>Coelastrum</i> sp. Nägeli 1849                            | +   | -   | -   |
| R0533                | <i>Coenochloris fottii</i> (Hindák) Tsarenko 1990            | +++ | ++  | ++  |
| R0606                | <i>Coenococcus planctonicus</i> Korshikov 1953               | +   | +   | +   |
| R0550                | <i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchner) W. & G.S.West 1902   | +   | +   | +   |
| R0552                | <i>Crucigeniella apiculata</i> (Lemmermann) Komárek 1974     | +   | +   | +   |
| R0553                | <i>Crucigeniella crucifera</i> (Wolle) Komárek 1974          | +   | +   | -   |
| R0555                | <i>Crucigeniella rectangularis</i> (Nägeli) Komárek 1974     | +   | -   | -   |
| R0568                | <i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i> Nägeli 1849            | ++  | ++  | ++  |
| R0571                | <i>Dictyosphaerium pulchellum</i> Wood 1872                  | ++  | ++  | +   |
| R0574                | <i>Dictyosphaerium</i> sp. Nägeli 1849                       | +   | +   | +   |
| R0599                | <i>Elakatothrix viridis</i> (Snow) Printz sensu Skuja 1914   | +   | +   | -   |
| R0963                | <i>Eudorina elegans</i> Ehrenberg 1831                       | +   | ++  | ++  |
| R0616                | <i>Golenkinia radiata</i> Chodat 1894                        | +   | -   | -   |
|                      | <i>Kirchneriella contorta</i> (Schmidle) Bohl 1897           | +   | +   | +   |
| R0627                | <i>Kirchneriella diana</i> (Bohlin) Comas 1980               | +   | +   | +   |
| R0628                | <i>Kirchneriella irregularis</i> (G.M.Smith) Korshikov 1953  | +   | -   | -   |
| R0629                | <i>Kirchneriella lunaris</i> (Kirchner) Moebius 1894         | +   | +   | +   |
| R0631                | <i>Kirchneriella obesa</i> (W.West) Schmidle 1893            | ++  | ++  | ++  |
| R0633                | <i>Kirchneriella</i> sp. Schmidle 1893                       | +   | +   | +   |
|                      | <i>Korshikoviella michailovskoensis</i> (Elenkin) Silva 1959 | -   | +   | -   |
| R0665                | <i>Monoraphidium contortum</i> (Thuret) Kom.-Legn. 1969      | +   | +   | +   |
| R0670                | <i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Kom.-Legn. 1969   | +   | -   | -   |
| R0902                | <i>Oedogonium</i> sp. Link 1820                              | +   | +   | -   |
| R0695                | <i>Oocystis borgei</i> J.Snow 1903                           | +   | +   | +   |
| R0697                | <i>Oocystis lacustris</i> Chodat 1897                        | +   | +   | +   |

| REB.-ID                 | Taxa  | H3  | V   | B   |
|-------------------------|---|-----|-----|-----|
| R0698                   | <i>Oocystis marssonii</i> Lemmermann 1898                         | +   | +   | +   |
| R0705                   | <i>Oocystis</i> sp. A.Braun 1855                                  | +   | +   | -   |
| R0972                   | <i>Pandorina smithii</i> Chodat 1931                              | +   | +   | -   |
| R0711                   | <i>Pediastrum biradiatum</i> Meyen 1829                           | +++ | +++ | +++ |
| R0713                   | <i>Pediastrum boryanum</i> (Turpin) Meneghini 1840                | +++ | +++ | +++ |
| R0716                   | <i>Pediastrum duplex</i> Meyen 1829                               | +++ | +++ | +++ |
| R0722                   | <i>Pediastrum simplex</i> Meyen 1829                              | ++  | ++  | ++  |
| R0725                   | <i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs 1844                   | ++  | ++  | +   |
| R0975                   | <i>Phacotus lenticularis</i> (Ehrenberg) F.Stein 1878             | -   | +   | +   |
| R0727                   | <i>Planktosphaeria gelatinosa</i> G.M.Smith 1918                  | +   | +   | +   |
|                         | <i>Quadrigula korsikovii</i> Komárek 1979                         | +   | +   | +   |
| R2552                   | <i>Scenedesmus abundans</i> (Kirchner) Chodat 1913                | +   | +   | +   |
| R0754                   | <i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat 1902             | ++  | +   | +   |
| R2441                   | <i>Scenedesmus acunae</i> Comas 1980                              | +   | -   | -   |
| R0777                   | <i>Scenedesmus dimorphus</i> (Turpin) Kützing 1833                | +   | +   | -   |
| R0781                   | <i>Scenedesmus ecornis</i> (Ehrenberg) Chodat 1926                | +   | +   | +   |
| R0782                   | <i>Scenedesmus ellipticus</i> Corda 1835                          | +   | +   | +   |
| R0784                   | <i>Scenedesmus granulatus</i> W. & G.S.West 1897                  | +   | +   | -   |
| R0789                   | <i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat 1926                        | +   | -   | -   |
| R0794                   | <i>Scenedesmus magnus</i> Meyen 1829                              | +   | +   | +   |
| R0760                   | <i>Scenedesmus obtusus</i> Meyen 1829                             | +   | +   | +   |
| R0799                   | <i>Scenedesmus opoliensis</i> P. G. Richter 1896                  | +   | +   | -   |
|                         | <i>Scenedesmus praetervisus</i> Chodat 1926                       | -   | +   | +   |
| R0806                   | <i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turpin) Brébisson 1835            | +++ | +++ | ++  |
| R1922                   | <i>Scenedesmus verrucosus</i> Y.var.Roll 1925                     | +   | +   | +   |
| R0811                   | <i>Scenedesmus</i> sp. Meyen 1829                                 | +   | +   | -   |
| R0843                   | <i>Tetraedron caudatum</i> (Corda) Hansgirg 1888                  | +   | +   | +   |
| R0848                   | <i>Tetraedron minimum</i> (A.Braun) Hansgirg 1888                 | ++  | +   | +   |
| R0858                   | <i>Tetraedron triangulare</i> Korshikov 1953                      | +   | +   | +   |
| <b>Zygnematophyceae</b> |   |     |     |     |
|                         | <i>Cladophora</i> sp. Kützing 1843                                | +   | +   | -   |
| R1191                   | <i>Closterium limneticum</i> Lemmermann 1899                      | ++  | ++  | +   |
| R1195                   | <i>Closterium moniliferum</i> (Bory) Ehrenb. ex Ralfs 1848        | -   | +   | +   |
| R1201                   | <i>Closterium</i> sp. Nitzsch ex Ralfs 1848                       | +   | -   | +   |
| R1207                   | <i>Cosmarium botrytis</i> Meneghini ex Ralfs 1848                 | +   | -   | +   |
| R1210                   | <i>Cosmarium depressum</i> var. <i>planctonicum</i> Reverdin 1919 | +   | +   | +   |
| R1221                   | <i>Cosmarium phaseolus</i> Brébisson ex Ralfs 1848                | +   | -   | -   |
|                         | <i>Cosmarium praegrande</i> Lundell 1871                          | -   | +   | -   |
| R1233                   | <i>Cosmarium</i> sp. Corda ex Ralfs 1848                          | -   | +   | -   |
| R1233                   | <i>Cosmarium</i> sp. klein Corda ex Ralfs 1848                    | +   | -   | -   |
|                         | <i>Hyalotheka</i> sp. Ehrenberg                                   | +   | +   | -   |
| R1003                   | <i>Mougeotia</i> sp. breit C. Agardh 1824                         | +   | +   | +   |
| R1003                   | <i>Mougeotia</i> sp. schmal C. Agardh 1824                        | +   | +   | +   |
| R1271                   | <i>Pleurotaenium</i> sp. Nägeli 1849                              | +   | -   | -   |
| R1343                   | <i>Spirogyra</i> sp. Link 1820                                    | +   | +   | -   |
| R1283                   | <i>Staurastrum cingulum</i> (W. & G.S.West) G.M.Smith 1922        | +   | ++  | +   |

| REB.-ID | Taxa  | H3  | V   | B  |
|---------|---|-----|-----|----|
| R1288   | <i>Staurastrum gracile</i> Ralfs ex Ralfs 1848        | +   | +   | +  |
| R1303   | <i>Staurastrum pingue</i> Teiling 1942                | +   | +   | +  |
| R1309   | <i>Staurastrum</i> sp. (Meyen) Ralfs 1848             | +   | +   | +  |
| R1315   | <i>Staurodesmus cuspidatus</i> (Brébisson) Ralfs 1848 | +++ | +++ | ++ |
| R1350   | <i>Zygnema</i> sp. C. Agardh 1824                     | +   | -   | -  |

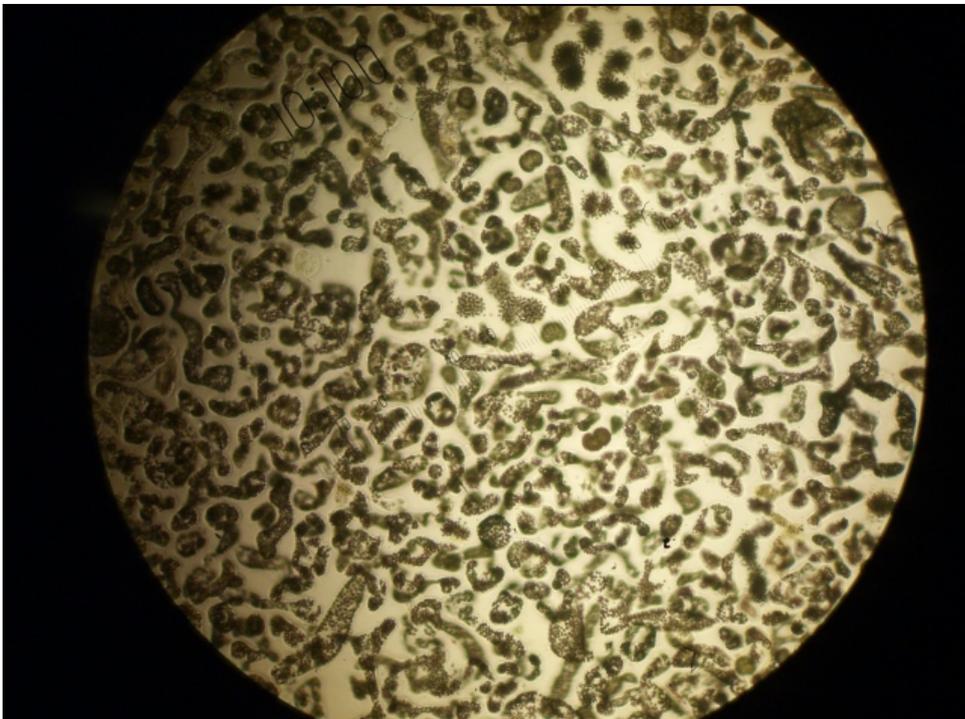
Tab. 13: Wilcoxon-Testergebnisse. Signifikanzen:  $p < 0,05$  (\*),  $p < 0,01$  (\*\*),  $p < 0,001$  (\*\*\*) ; wenn nicht gemessen (-)  
Abkürzungen siehe Tab. 4, Chlorophyta u. a. (Chloro-, Zygnemato-, Eugleno- & Xanthophyceae).

| Parameter  | H3-V | H3-B | V-B  | B-S  | H3-S | V-S  |
|--|------|------|------|------|------|------|
| Wassertemp. [°C]                                       | 0,63 | **   | ***  | 0,17 | *    | **   |
| pH-Wert [-log H <sup>+</sup> ]                         | ***  | ***  | ***  | **   | ***  | ***  |
| O <sub>2</sub> [mg l <sup>-1</sup> ]                   | **   | **   | 0,39 | ***  | 0,79 | *    |
| O <sub>2</sub> [%]                                     | **   | **   | 0,23 | ***  | 0,59 | 0,06 |
| Leitfähigkeit [µS cm <sup>-1</sup> ]                   | **   | ***  | **   | 0,43 | ***  | ***  |
| Ca <sup>2+</sup> [mg l <sup>-1</sup> ]                 | 0,08 | 0,07 | 0,50 | 0,53 | *    | 0,80 |
| Mg <sup>2+</sup> [mg l <sup>-1</sup> ]                 | 0,06 | *    | 0,28 | 0,46 | **   | 0,13 |
| Na <sup>+</sup> [mg l <sup>-1</sup> ]                  | 0,07 | 0,96 | 0,06 | 0,82 | 0,50 | *    |
| K <sup>+</sup> [mg l <sup>-1</sup> ]                   | 0,64 | 0,20 | 0,08 | 0,08 | *    | *    |
| SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> -S [mg l <sup>-1</sup> ] | 0,57 | 0,16 | *    | **   | 0,30 | 0,13 |
| Cl <sup>-</sup> [mg l <sup>-1</sup> ]                  | 0,10 | 0,52 | *    | *    | 0,48 | 0,35 |
| Gesamthärte [mmol l <sup>-1</sup> ]                    | 0,06 | *    | 0,28 | 0,61 | 0,06 | 0,84 |
| Alkal. [mmol l <sup>-1</sup> ]                         | *    | 0,38 | 0,92 | 0,11 | 0,53 | 0,98 |
| SRP [µg l <sup>-1</sup> ]                              | **   | ***  | ***  | **   | ***  | ***  |
| SUP [µg l <sup>-1</sup> ]                              | ***  | ***  | ***  | 0,40 | ***  | ***  |
| DP [µg l <sup>-1</sup> ]                               | ***  | ***  | ***  | ***  | ***  | **   |
| PP [µg l <sup>-1</sup> ]                               | 0,06 | ***  | ***  | ***  | ***  | ***  |
| TP [µg l <sup>-1</sup> ]                               | 0,17 | ***  | ***  | 0,06 | ***  | ***  |
| SRSi [µg l <sup>-1</sup> ]                             | 0,59 | ***  | ***  | *    | ***  | ***  |
| NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> -N [µg l <sup>-1</sup> ]  | **   | 0,98 | **   | **   | 0,57 | 0,06 |
| NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> -N [µg l <sup>-1</sup> ]  | ***  | ***  | ***  | **   | ***  | ***  |
| NH <sub>4</sub> <sup>-</sup> -N [µg l <sup>-1</sup> ]  | *    | ***  | ***  | 0,74 | **   | ***  |
| DN-N [µg l <sup>-1</sup> ]                             | **   | -    | -    | -    | ***  | ***  |
| PN [µg l <sup>-1</sup> ]                               | 0,23 | -    | -    | -    | ***  | ***  |
| TN [µg l <sup>-1</sup> ]                               | 0,86 | -    | -    | -    | 0,92 | 0,92 |
| PM [mg l <sup>-1</sup> ]                               | ***  | ***  | ***  | 0,15 | ***  | ***  |
| POM [mg l <sup>-1</sup> ]                              | ***  | ***  | ***  | 0,49 | ***  | ***  |

| Parameter   | H3-V | H3-B | V-B  | B-S  | H3-S | V-S  |
|---|------|------|------|------|------|------|
| PIM [mg l <sup>-1</sup> ]                           | 0,18 | ***  | **   | 0,19 | ***  | **   |
| Chl-a [µg l <sup>-1</sup> ]                         | *    | ***  | ***  | 0,83 | ***  | ***  |
| Taxazahl S (qual.)                                  | 0,72 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| OTE-Anzahl (quant.)                                 | 0,28 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| GesbioV [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]          | ***  | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Shannon-Wiener-Ind. (H <sub>s</sub> )               | 0,68 | **   | **   | -    | -    | -    |
| Evenness (E <sub>s</sub> )                          | 0,64 | **   | ***  | -    | -    | -    |
| Cyanoprok. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]       | **   | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Chrysoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]        | ***  | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Bacillarioph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]    | *    | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Cryptoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]        | 0,33 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Chloroph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]        | 0,76 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Euglenoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]       | 0,56 | 0,57 | 0,24 | -    | -    | -    |
| Zygnematoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]     | *    | *    | 0,09 | -    | -    | -    |
| Xanthoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]        | 0,41 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| Dinoph. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ]          | 0,38 | **   | ***  | -    | -    | -    |
| Chlorophyta u.a. [mm <sup>3</sup> l <sup>-1</sup> ] | 0,68 | ***  | ***  | -    | -    | -    |
| HPLC (Bacillario-&<br>Chrysoph.) [%]                | *    | ***  | **   | 0,74 | **   | **   |
| HPLC (Cryptoph.) [%]                                | 0,09 | ***  | ***  | *    | ***  | **   |
| HPLC (Chlorophyta) [%]                              | **   | 0,88 | 0,09 | 0,78 | 0,33 | 0,45 |
| HPLC (Cyanoprok.) [%]                               | *    | ***  | ***  | 0,12 | ***  | ***  |
| HPLC (Dinoph.) [%]                                  | *    | **   | ***  | 0,11 | 0,55 | 0,06 |
| Bacillario-/Chrysoph. [%]                           | 0,06 | 0,30 | 0,86 | -    | -    | -    |
| Cryptoph. [%]                                       | *    | **   | ***  | -    | -    | -    |
| Chlorophyta [%]                                     | **   | **   | 0,13 | -    | -    | -    |
| Cyanoprok. [%]                                      | 0,92 | 0,26 | 0,12 | -    | -    | -    |
| Dinoph. [%]   | 0,81 | 0,08 | *    | -    | -    | -    |



Cyanoprokaryota-Ansammlungen an der Wasseroberfläche des südwestlichen Gewässerendes des Unteren Heustadelwassers nahe der Stelle H3 (Anfang Juni 2008)



Mikroskopische Aufnahme der Cyanoprokaryota-Blüte (10-fache Vergrößerung; Juni 2008); zu erkennen sind v. a. *Microcystis wesenbergii*, *M. aeruginosa* und *Woronichinia naegeliana*.



**Verrieselung am Bodenfilter (Quelle: DWS Hydro-Ökologie GmbH 2007).**



**Unteres Heustadelwasser (Ende Mai 2008): an der Wasseroberfläche sind die sich bereits entwickelnde Cyanoprokaryota-Blüte und Pollen/Samen der dichten terrestrischen Ufervegetation zu erkennen.**

## Lebenslauf

Name : **Karin Meisterl**  
Geboren am : 14. Jänner 1985 in Wien  
E-Mail : karin.meisterl@gmail.at

### Ausbildung

Nov. 2011 : Abschluss des 2. Studienabschnitts  
Feb. 2008 : Beginn der Diplomarbeit bei DWS Hydro-Ökologie GmbH  
Okt. 2006 : Wiederaufnahme des Studiums an der Universität Wien  
Sept. 2005 – Juli 2006 : Teilnahme am ERASMUS-Studienaustauschprogramm an der **Université Paul Sabatier Toulouse III, Toulouse (Frankreich)**  
Juni 2005 : Abschluss des 1. Studienabschnitts; Beginn des 2. Studienabschnitts: Studienzweig Ökologie mit Diplomfach Limnologie  
Okt. 2003 : Aufnahme des Diplomstudiums Biologie an der Universität Wien  
1995 – 2003 : Bundesgymnasium Zirkusgasse 48, Wien

### Studiumrelevante Berufserfahrung:

Feb. 2010 – März 2011 : Teilzeitanstellung (Freilandtätigkeiten, Phytoplankton-Mikroskopie, Datenauswertung, Mitarbeit bei limnologischen Gutachten) bei **DWS Hydro-Ökologie GmbH, Wien**  
März 2008 – Mai 2009 : Geringfügige Beschäftigung bei **DWS Hydro-Ökologie GmbH, Wien**  
März – Nov. 2008 : Geringfügige Beschäftigung (Chemieanalysen) bei **Biotop Landschaftsgestaltung GmbH, Wien**  
Jän. – Juli 2007 : Handaufzucht von Keas (*Nestor notabilis*), **Abteilung für Kognitionsforschung, Universität Wien**  
Aug. – Sept. 2006 : Praktikum (Kultivierungsversuche von Zoo- und Phytoplanktonarten, Aushilfstierpflege), **Nausicaa Centre National de la Mer, Boulogne-sur-Mer (Frankreich)**  
Juli – Sept. 2006 : Forschungspraktikum («croisement des populations de copépodes (*Eurytemora affinis*) en provenant des fleuves Gironde et Seine»), **Station Marine de Wimereux / Département de l'Université des Sciences et Technologies de Lille (Frankreich)**

### Zusatzqualifikationen

Sprachen : Deutsch (Muttersprache), Englisch und Französisch (fließend)  
Programme : MS Office, SPSS, Sigma Plot, PC-ORD  
Führerschein : B